



# **NACIONAL UNIVERSIDAD "PEDRO RUIZ GALLO"**



**FACULTAD DE INGENIERIA QUÍMICA E INDUSTRIAS  
ALIMENTARIAS**

**ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERIA QUÍMICA**

## **TESIS**

**"Influencia de la Temperatura y la Concentración de Quitosano en  
la Producción de Películas Biodegradables"**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:**

**INGENIERO QUÍMICO**

**AUTORES:**

**Bach. CERQUERA GONZALES ANTONY DEYVIS**

**Bach. GONZALES CHAFLOQUE JHON EDDY**

**ASESOR:**

**Dra. Blanca Margarita Romero Guzmán**

**LAMBAYEQUE-PERÚ  
2020**

# **“Influencia de la temperatura y la concentración de quitosano en la producción de películas biodegradables”**

**TESIS**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE  
INGENIERO QUÍMICO**

**APROBADO POR:**

**Dr. José Luis Venegas Kemper**



---

**JURADO PRESIDENTE**

**Dr. Ángel Wilson Mercado Seminario**



---

**JURADO SECRETARIO**

**M.Sc. Ada Patricia Barturen Quispe**



---

**JURADO VOCAL**

**Dra. Romero Guzmán Blanca Margarita**



---

**ASESOR**

**LAMBAYEQUE – PERÚ**

**2020**

## **Dedicatoria**

El presente trabajo de investigación lo dedico principalmente a Dios, por ser el inspirador y darme fuerza para continuar en este proceso de obtener uno de los anhelos más deseados.

A mis padres, por su amor, trabajo y en todos estos años, gracias a ustedes he logrado llegar hasta aquí y convertirme en lo que soy. Ha sido el orgullo y el privilegio de ser su hijo, son los mejores padres.

A todas las personas que nos han apoyado y han hecho que el trabajo se realice con éxito en especial a aquellos que nos abrieron las puertas y compartieron sus conocimientos.

*Atte. Cerquera Gonzales Antony Deyvis*

### **Esta tesis está dedicada a:**

A mis padres quienes con su amor, paciencia y esfuerzo me han permitido llegar a cumplir hoy un sueño más, gracias por inculcar en mí el ejemplo de esfuerzo y valentía, de no temer las adversidades porque Dios está conmigo siempre.

A mis hermanos por su cariño y apoyo incondicional, durante todo este proceso, por estar conmigo en todo momento gracias.

Finalmente quiero dedicar esta tesis a todos mis amigos, por apoyarme cuando más las necesito, por extender su mano en momentos difíciles y por el amor brindado cada día, de verdad mil gracias hermanitos, siempre los llevo en mi corazón.

*Atte. Gonzales Chafloque Jhon Eddy*

**Agradecimientos**

Damos gracias a nuestros padres que han dado todo el esfuerzo para que alcancemos a culminar esta etapa de nuestras vidas y agradecerles por apoyarnos en el transcurso de cada momento difícil hasta llegar a hacer profesionales.

A la Facultad de Ingeniería Química e Industrias alimentarias de la UNPRG, por el apoyo y orientación considerada de los maestros hacia a nuestras personas.

A nuestro Asesora Doctora Blanca Margarita Romero Guzmán por la orientación técnica y profesional que nos brindó para realizar esta tesis y que nos permitió aprender mucho más de lo estudiado.

Al Dr. Segundo Guillermo Ruiz Reyes por la orientación técnica que nos brindó para el desarrollo de esta tesis y que hizo posible la culminación de esta.

Finalmente, a todas aquellas personas que siempre nos brindaron su apoyo incondicional para que se haga realidad esta tesis.

## Contenido

RESUMEN .....	1
ABSTRACT .....	2
1. INTRODUCCIÓN.....	3
2. ANTECEDENTES Y MARCO TEÓRICO.....	5
2.1. ANTECEDENTES .....	5
2.2. BASE TEÓRICA .....	6
2.2.1. Polímeros .....	6
2.2.2. Biopolímeros.....	12
2.2.3. Quitina .....	14
2.2.4. Quitosano .....	20
2.2.5. Películas a partir de quitosano.....	22
3. MATERIALES Y MÉTODOS .....	25
3.1. Tipo de investigación.....	25
3.2. Hipótesis .....	25
3.3. Definición y operacionalización de variables .....	25
3.4. Población y Muestra .....	26
3.4.1. Población .....	26
3.4.2. Muestra .....	26
3.5. Materiales, Reactivos y Equipos .....	26

	<b>IV</b>
3.5.1. Materiales de Laboratorio.....	26
3.1.1. Reactivos.....	27
3.1.2. Equipos .....	27
3.6. Métodos .....	28
3.6.1. Obtención de la muestra .....	28
3.6.2. Elaboración de películas biodegradables de quitosano. ....	33
3.7. Análisis de datos estadístico .....	36
4. RESULTADOS Y DISCUSIONES .....	37
4.1. RESULTADOS.....	37
4.1.1. Obtención de la muestra .....	37
4.1.2. Obtención de quitina y quitosano.....	38
4.1.3. Películas biodegradables.....	41
4.1.4. Análisis estadístico .....	46
4.2. DISCUSIONES.....	48
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	50
5.1. CONCLUSIONES.....	50
5.2. RECOMENDACIONES.....	51
6. Referencias.....	52
7. ANEXOS .....	58

## FIGURAS

Figura 1 Estructura molecular de termoplásticos.....	7
Figura 2 Estructura molecular de elastómeros.....	8
Figura 3 Estructura Molecular Termoestables.....	9
Figura 4 Estructura química del Alcohol Polivinílico (PVA).....	10
Figura 5 Estructura Química de la Glicerina .....	10
Figura 6 Estructura del Ácido Tánico .....	12
Figura 7 Varias Fuentes de Polímeros.....	13
Figura 8 Estructura Química de la Quitina, Destacando su Grupo Acetamido .....	14
Figura 9 Langostino Blanco ( <i>Litopenaeus vannamei</i> ) .....	16
Figura 10 Estructura Química del Quitosano, Enmarcando su Grupo Amino Libre .....	20
Figura 11 Relación Estructural entre la Quitina, el Quitosano y el Quitano .....	21
Figura 12 Exoesqueletos de Langostino.....	26
Figura 13 Exoesqueleto de Langostino Seco.....	37
Figura 14 Exoesqueleto de Langostino Molido.....	37
Figura 15 Espectro (FTIR) del Exoesqueleto de Langostino .....	37
Figura 16 Quitina .....	38
Figura 17 Quitosano .....	38
Figura 18 Espectro (FTIR) del Quitosano .....	38
Figura 19 Curva de Titulación Potenciométrica para el Quitosano .....	40
Figura 20 Películas Biodegradables de Quitosano.....	41

Figura 21 Porcentaje de Solubilidad de las Películas a Diferentes Concentraciones de Quitosano y 3% de Ácido Acético Vs Temperatura .....	42
Figura 22 Resistencia a la Tracción en la Rotura de las Películas a Diferentes Concentraciones de Quitosano Vs Temperatura.....	44
Figura 23 Desmineralización .....	61
Figura 24 Lavado y Filtrado .....	61
Figura 25 Desproteínización.....	61
Figura 26 Quitina .....	61
Figura 27 Desacetilización.....	62
Figura 28 Quitosano .....	62
Figura 29 Medición de pH para el Grado de Desacetilación.....	62
Figura 30 Secado de la muestra para medir la humedad .....	62
Figura 31 Solubilidad de las Muestras de Quitosano (Ácido acético [1], Ácido clorhídrico [2], Etanol [3] y Agua [4]).....	63
Figura 32 Determinación del Contenido de Cenizas.....	63
Figura 33 Mezcla de la solución de quitosano y el plastificante (glicerina) .....	63
Figura 34 Preparación de las soluciones de quitosano. ....	63
Figura 35 Solubilidad de las Películas de Quitosano .....	64
Figura 36 Humedad de las Películas de Quitosano .....	64
Figura 37 Medición del Espesor de las Películas.....	64
Figura 38 Ensayo de Tracción a la rotura.....	64
Figura 39 Siembra de cada uno de los tubos en placas con agar S-S y agar XSL.....	65
Figura 40 Preparación de la Muestra.....	65



Figura 41 Muestras Microbiológicas Después de la Incubación .....	65
Figura 42 Pruebas de Biodegradabilidad de la Película de Quitosano .....	66

## TABLAS

Tabla 1 Composición química porcentual de las principales fuentes de materia prima de quitina .....	15
Tabla 2 Clasificación taxonómica del langostino .....	16
Tabla 3 Composición en base seca del caparazón del camarón.....	17
Tabla 4 Propiedades fisicoquímicas y características de la quitina .....	18
Tabla 5 Operacionalización de Variables.....	25
Tabla 6 Solubilidad .....	39
Tabla 7 Análisis proximal del quitosano.....	39
Tabla 8 Proporción de grupos amino en las muestras de quitosano .....	40
Tabla 9 Espesor de las películas .....	41
Tabla 10 Humedad y solubilidad de las películas.....	42
Tabla 11 Fuerza axial y Resistencia a la tracción en la rotura de las películas .....	43
Tabla 12 Porcentaje de biodegradabilidad de la película de quitosano.....	45
Tabla 13 Norma Salvadoreña NSR 83.60.02:10 aplicada a películas de polietileno de baja densidad .....	45
Tabla 14 Prueba organoléptica – microbiológico de las películas de quitosano .....	46
Tabla 15 Análisis microbiológico de las películas de quitosano .....	46
Tabla 16 <i>Análisis de la varianza (ANOVA)</i> .....	47
Tabla 17 Humedad y Solubilidad de las películas .....	58

## VIII

Tabla 18 Fuerza axial y Resistencia a la tracción de las películas.....	59
Tabla 19 Rendimientos obtenidos durante el proceso de obtención de quitosano ....	67
Tabla 20 Titulación potenciométrica .....	69

## ANEXOS

ANEXO A: Tabla 17 Humedad y Solubilidad de las pilas; Tabla 18 Fuerza axial y Resistencia a la tracción de las películas.....	58
ANEXO B: Obtención de quitosano a partir de los exoesqueletos de langostinos.....	61
ANEXO C: Pruebas fisicoquímicas del Quitosano.....	62
ANEXO D: Elaboración de películas de quitosano .....	63
ANEXO E: Pruebas físicas y mecánicas de la película de quitosano .....	64
ANEXO F: Pruebas microbiológicas a las películas.....	65
ANEXO G: Pruebas de Biodegradabilidad hechas a las películas de quitosano .....	66
ANEXO H: Cálculos para las diferentes pruebas fisicoquímicas.....	67
ANEXO I: Cálculos para la caracterización de las películas biodegradable.....	71

## RESUMEN

La presente investigación tiene como finalidad evaluar la influencia de la temperatura de reacción y la concentración de quitosano en la producción de películas biodegradables, utilizando como materia prima los exoesqueletos de Langostino de la variedad (*Litopenaeus vannamei*), los cuales fueron secados, molidos y sometidos a las etapas de : Desmineralización y secado (obtención de quitina); Desprotenización y Desacetilación de la quitina (obtención de quitosano), el cual fue caracterizado por análisis gravimétrico y espectroscopia Infrarroja por transformada de Fourier (FTIR).

Para la obtención de las películas biodegradables se aplicó el método de evaporación lenta de solvente, con soluciones de quitosano al 1; 1,5 y 2% ácido acético al 3%, como agente plastificante glicerina y temperaturas de reacción de 50, 55 y 60°C, posteriormente a las películas se determinó sus propiedades físicas, mecánicas, microbiológicas y biodegradables, concluyendo que : El quitosano obtenido tuvo un rendimiento del 39, 7% con un grado de desacetilación de 77,28 %; la película con concentración de quitosano al 2% y temperatura de reacción de 55°C logro una resistencia a la tracción en la rotura de 38,95MPa considerada optima ; la prueba de compostaje logró la degradación de la película en un 90 % después de 30 días ; el análisis de varianza (Anova) resulto significativo(  $p < 0,05$ ) para variables temperatura de reacción y concentración de quitosano.

**Palabras Claves:** Exoesqueleto De Langostino, Quitosano, Películas Biodegradables.

## ABSTRACT

The present investigation aims to evaluate the influence of reaction temperature and chitosan concentration in the production of biodegradable films, using as raw material the exoskeletons of shrimp of the (*Litopenaeus vannamei*) variety, which were dried, ground and subjected to the stages of: Demineralization and drying (obtaining chitin); Deacetylation and de-acetylation of chitin (obtaining chitosan), which was characterized by gravimetric analysis and Fourier Transform Infrared Spectroscopy (FTIR)

In order to obtain the biodegradable films, the method of slow solvent evaporation was applied, with chitosan solutions at 1, 1.5 and 2% acetic acid at 3%, as a glycerine plasticizing agent and reaction temperatures of 50, 55 and 60°C. Subsequently, the physical, mechanical, microbiological and biodegradable properties of the films were determined, concluding that : The chitosan obtained had a yield of 39.7% with a degree of deacetylation of 77.28%; the film with chitosan concentration at 2% and reaction temperature of 55°C achieved a tensile strength at break of 38.95MPa considered optimal; the composting test achieved the degradation of the film by 90% after 30 days; the analysis of variance (Anova) was significant ( $p < 0.05$ ) for reaction temperature and chitosan concentration variables.

Keywords: Shrimp Exoskeleton, Chitosan, Biopolymers, Biodegradable Films.

## 1. INTRODUCCIÓN

La mayoría de los polímeros o plásticos que son utilizados son derivados del petróleo que es un recurso no renovable y no pueden ser degradado por los microorganismos que se encuentran en el ambiente, ocasionando un impacto ambiental negativo en mares, ríos y suelos.

En los mercados de Lambayeque, se puede observar que los residuos pesqueros se arrojan al ambiente y debido a las altas temperaturas de la región se llegan a descomponer con facilidad generando olores desagradables, con proliferación de moscas, constituyendo un peligro latente a la salud, por lo que se propone aprovechar el exoesqueleto del langostino para producir películas biodegradables, alternativa de bajo costo y amigable con el medio ambiente. Al respecto, Shankar & Rhim, 2018, refieren que en la naturaleza existen materia prima; el colágeno, almidón, quitina, quitosano, gluten, caseína que pueden ser utilizados para la obtención de materiales biodegradables en reemplazo de los plásticos comunes. El exoesqueleto de langostino tiene un alto contenido de quitina entre 17 a 32 %, del cual se obtiene quitosano (Nieto & Orellana, 2011) que, al mezclarse con agentes plastificantes, puede formar películas poliméricas que se pueden utilizar para recubrimientos de alimentos, conservando las características de los mismos y disminuir el consumo de envases a base de petróleo.

El problema se formuló de la manera siguiente: ¿qué manera influye la temperatura y las diferentes concentraciones de quitosano en la producción de películas biodegradables? con la hipótesis: La producción de películas biodegradables se ve afectada por la temperatura y las concentraciones de quitosano. y con los objetivos siguientes:

General: Evaluar la influencia de la temperatura de reacción y la concentración de quitosano en la producción de películas biodegradables.

Específicos:

- Obtener quitosano a partir del exoesqueleto de langostino por medio de un tratamiento químico.
- Elaborar una película biodegradable con diferentes concentraciones de quitosano.
- Determinar la influencia de la temperatura de reacción y la concentración de quitosano en la producción de películas biodegradables.
- Corroborar la biodegradabilidad de la película de quitosano.

Con esta investigación se pretende darles un valor agregado a los residuos de acorde al Decreto Legislativo N° 1278-2016-MINAM sobre Gestión de residuos sólidos. La propiedad antimicrobiana del quitosano permite su uso en industrias tales como la alimenticia, farmacéutica, cosmética, entre otras; ya que permiten alargar la vida útil de los alimentos como las frutas y verduras, reduciendo el riesgo de contaminación por microorganismos, ya que impide el crecimiento microbiano.

## 2. ANTECEDENTES Y MARCO TEÓRICO

### 2.1. ANTECEDENTES

Vanegas (2014), obtiene películas biodegradables a partir de mezclas de quitosano de cáscaras de camarón con agentes plastificantes y reticulantes, mediante tres fases, la primera fase: desmineralización, segunda fase: decoloración, tercera fase: desacetilación, concluyendo que el agente plastificante tiene una mayor influencia en la resistencia a la tracción en la rotura de  $492,23 \text{ kg/Cm}^2$  (48,27Mpa) con una concentración óptima de 17,12 %.

Bonilla, Fortunati, Atarés, Chiralt & Kenny (2014), obtienen películas biodegradables a partir de mezclas de quitosano (CH) con alcohol Polivinílico (PVA) en diferentes composiciones (PVA90: CH10, PVA80: CH20, PVA70: CH30), concluyendo que la incorporación de quitosano a las películas de PVA reduce la transmitancia UV al tiempo que proporciona propiedades antimicrobianas.

Bhuvaneshwari, Sruthi, Sivasubramanian, Niranjana & Sugunabai (2011), investigan el desarrollo y la caracterización de las películas de quitosano en lo que respecta a su morfología, sus propiedades físicas, mecánicas y de degradación. Los estudios sobre las propiedades mecánicas de las películas de quitosano determinaron que el refuerzo aumentaba la resistencia a la tracción en la rotura. Las películas con 2g de quitosano y 2% de ácido acético tienen una mejor resistencia a la tracción de 44,12 Mpa y la película reforzada con celulosa de coco con 2g de quitosano, 2g de celulosa y 2% de ácido acético muestran una resistencia a la tracción de 52,34 Mpa.

Araya & Meneses (2010), investigan la influencia de los ácidos acético, fórmico y láctico en las características físico-químicas de películas de quitosano, concluyendo que las películas presentaron mayor resistencia a la tracción a la rotura al ser tratadas con ácido acético y ácido

láctico. Así como los análisis de espectroscopia infrarroja demuestran que la parte estructural química tiene ligeras variaciones dependiendo del ácido utilizado para su formación.

## 2.2. BASE TEÓRICA

### 2.2.1. *Polímeros*

Un polímero es una sustancia química cuyas moléculas son grandes y consisten en la repetición de pequeñas unidades químicas simples, unidas covalentemente entre sí (Beltrán & Marcilla, 2012; MacGregor, 2001). En algunos casos la repetición es lineal, de forma semejante a los eslabones de una cadena ramificadas o interconectadas formando retículos tridimensionales. (Beltrán & Marcilla 2012).

#### 2.2.1.1. **Clasificación de los Polímeros.**

Otra forma de clasificarlo es según su procedencia, que se muestra a continuación.

- Naturales: Seda, lana, celulosa, almidón, proteínas, látex, etc.
- Sintéticos: Fundamentalmente del petróleo.

Las características dependen enormemente de las diferencias en la estructura de las cadenas moleculares, aunque conviene destacar que algunos polímeros no pertenecen sólo a un grupo de los anteriores.

Por tanto, según este criterio se puede clasificar en:

- **Lineales.** En estos las unidades monoméricas se unen unas a otras formando cadenas sencillas. Estas largas cadenas son flexibles y pueden unirse entre sí por fuerzas de van der Waals. Ejemplo: Polietileno (PE), Poliestireno (PS), Polipropileno (PP), Polimetacrilato de metilo (PMMA), Poliamida (PA), etc.
- **Ramificados.** Son polímeros cuya cadena principal está conectada lateralmente con otras cadenas secundarias.



- **Entrecruzados.** En estos las cadenas lineales adyacentes se unen transversalmente en varias posiciones mediante enlaces covalentes.
- **Reticulados.** Son polímeros compuestos por unidades trifuncionales que tienen tres enlaces covalentes activos, formando redes tridimensionales (Rodríguez, Castro & del Real, 2006).

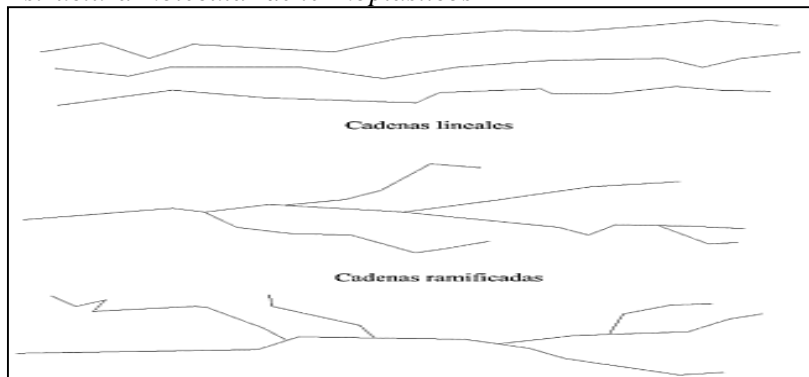
Sin embargo, la clasificación más aceptada se basa en el comportamiento térmico del polímero, es decir, en la termodependencia de sus propiedades (comportamiento y procesabilidad); así, tenemos: Termoplásticos, Elastómeros y Termoestables (Besednjak, 2005).

#### 2.2.1.1.1. *Termoplásticos.*

Los termoplásticos son polímeros que, al calentarse a determinadas temperaturas (sobre la temperatura vítrea  $T_g$ ), se convierten en fluidos, permitiendo su moldeabilidad en la forma deseada, que quedará preservada al enfriarse pues se endurecen debido a la formación de cristales. Constituyen el grupo más importante y de mayor uso comercial de polímeros sintéticos. Generalmente a estos materiales se les aplica calor y presión. Su característica general es blandos y dúctiles. Como ejemplos se encuentran los polietilenos, los polipropilenos, el policloruro de vinilo, las poliamidas, los policarbonatos, los poliuretanos (Venegas, 2014).

**Figura 1**

*Estructura molecular de termoplásticos*



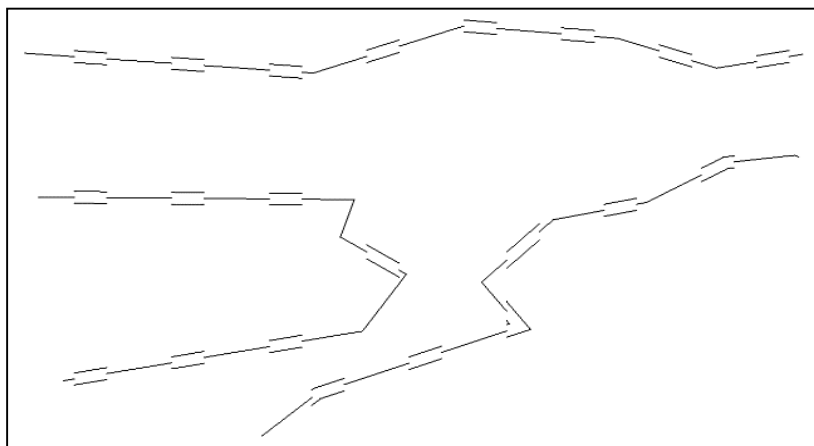
*Nota.* Adaptado de *Materiales compuestos* (Fotografía 2.1), por Besednjak A., 2005, Edicions UPC.

### 2.2.1.1.2. Elastómeros

Los elastómeros son polímeros que poseen cadenas con mucha libertad de movimiento molecular (flexibilidad). Presentan dobles enlaces a lo largo de la cadena, pero reticulados en menor extensión. Debido a ello presentan un estado gomoelástico a temperatura ambiente. Son infusibles e insolubles, pero hinchables. Como ejemplos podemos citar el caucho natural y el sintético, caucho nitrilo, caucho estireno-butadieno, polibutadieno, entre otros (Besednjak, 2005).

**Figura 2**

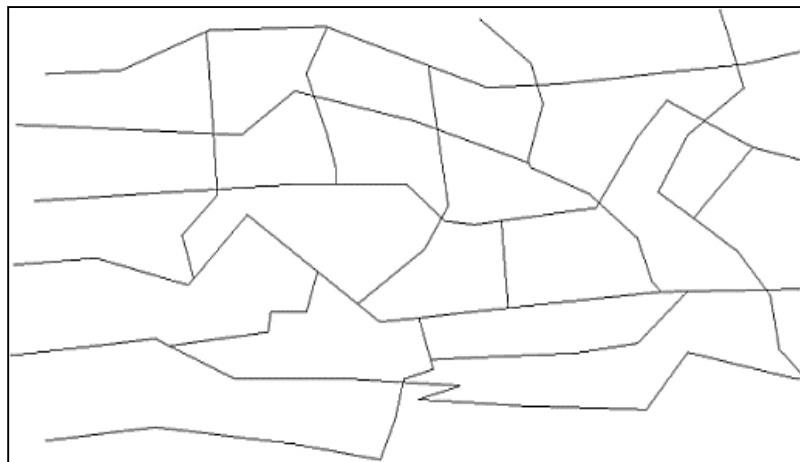
*Estructura molecular de elastómeros*



*Nota.* Adaptado de *Materiales compuestos* (Fotografía 2.2), por Besednjak A., 2005, Edicions UPC.

### 2.2.1.1.3. Termoestables.

Este tipo de polímeros son rígidos, sin posibilidad de volver a reblandecerse por efecto de la temperatura. Su fabricación generalmente es en molde. La mayoría de plásticos termoestables consisten en una red covalente de átomos de carbono enlazados entre sí para formar un sólido rígido. Ejemplo: Resinas fenólicas (baquelita), Poliésteres, Resinas Epoxy. etc. (Rodríguez, Castro & del Real, 2006).

**Figura 3***Estructura Molecular Termoestables*

*Nota.* Adaptado de *Materiales compuestos* (Fotografía 2.3), por Besednjak A., 2005, Edicions UPC.

#### **2.2.1.2. Agentes plastificantes.**

El plastificante es una sustancia normalmente líquida y de viscosidad mayor a la del agua que se adiciona a la mezcla con el fin de mejorar la flexibilidad del material mediante la reducción de las fuerzas intermoleculares (Ortiz, Velasco, & Enríquez, 2012).

Los plastificantes disminuyen la temperatura de transición vítrea y de este modo los polímeros se pueden utilizar a temperatura ambiente en aplicaciones que requieren algún grado de flexibilidad y de ductilidad. Estas aplicaciones incluyen láminas delgadas o películas, tubos, impermeables y cortinas (Callister Jr., 2007).

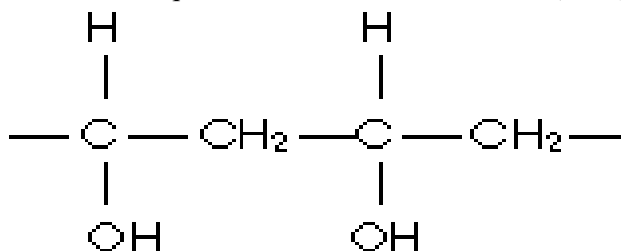
Los plastificantes solubles en agua como el glicerol son efectivos agentes suavizantes para los almidones, mejorando la flexibilidad de las películas resultantes. Cuanto más se incluye una sustancia plastificante en una matriz polimérica, la elongación y la deformación se incrementan mientras que el esfuerzo de rotura, el módulo de Young disminuye (Ortiz, Velasco, & Enríquez, 2012).

#### 2.2.1.2.1. Alcohol polivinílico.

El PVA es un polímero semicristalino, ampliamente estudiado por sus interesantes propiedades físicas, que surgen de la presencia de grupos OH y de la formación de enlaces de hidrógeno. Es un polímero sintético soluble en agua y tiene una buena biodegradabilidad, excelente resistencia química y buenas propiedades mecánicas (Bonilla, Fortunati, Atarés, Chiralt & Kenny, 2014).

**Figura 4**

*Estructura química del Alcohol Polivinílico (PVA)*



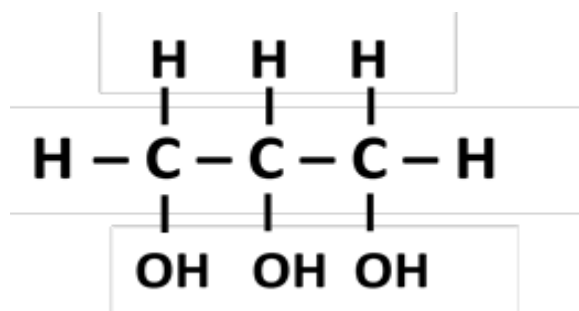
*Nota.* Elaboración propia (2020)

#### 2.2.1.2.2. Glicerina.

La glicerina es un trialcohol que, en la industria de los polímeros, es el plastificante más utilizado debido a su buena eficiencia de plastificación y a su amplia disponibilidad, así como su bajo precio. (Vanegas, 2014).

**Figura 5**

*Estructura Química de la Glicerina*



*Nota.* Adaptado de *Obtención de Películas Biodegradables a Partir de Mezclas de Quitosano de Cáscaras de Camarón y Agentes Plastificantes (Fotografía 3)*, por Vanegas, 2014.

### **2.2.1.3. Agentes reticulantes.**

La reticulación es un proceso donde las largas cadenas que forman los polímeros se unen entre sí mediante enlaces covalentes, aumentando así la masa molecular del polímero como resultado de esta unión (Herranz Gómez).

El agente reticulante actúa en una pequeña región de la macromolécula mediante reacciones que envuelven sitios o grupos funcionales existentes en esta, o también puede actuar al interactuar con otras macromoléculas existentes.

En la química de los polímeros, cuando se dice que un polímero está reticulado significa que todo el polímero ha sido expuesto a un método de reticulación.

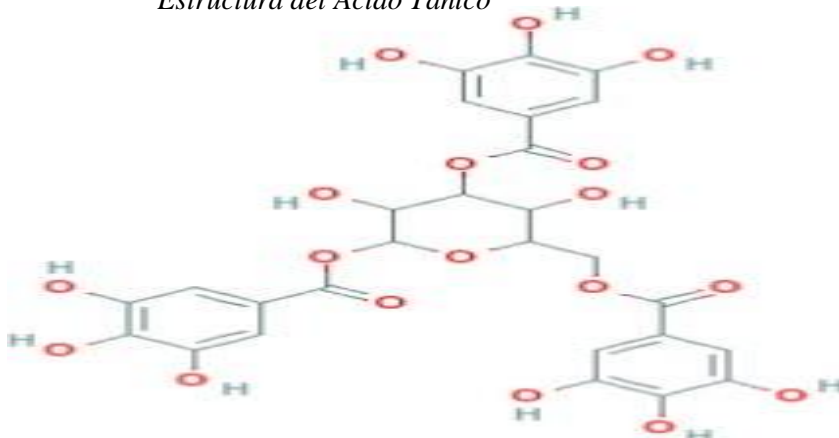
Dentro de los distintos agentes reticulantes que pueden utilizarse conjuntamente con el quitosano están el glutaraldehído y el ácido tánico (Vanegas, 2014).

#### **2.2.1.3.1. *El Glutaraldehído.***

Es un compuesto químico de la familia de los aldehídos. Es un líquido oleaginoso generalmente sin color o ligeramente amarillento y con un olor acre. El glutaraldehído reacciona con otros aldehídos y con otros grupos amino ( $\text{NH}_2$ ) a un pH aproximadamente neutro y es más eficiente que otros aldehídos en la generación térmica y química de reticulaciones estables (Rosales & Rodríguez, 2018).

#### **2.2.1.3.2. *Ácido Tánico.***

Es un polímero compuesto de moléculas de ácido gálico y glucosa. Es un polvo amorfo, ligero, blanco-amarillo, de sabor astringente no amargo. Se descompone a  $210^\circ\text{C}$ . Soluble en agua, alcohol y acetona; casi insoluble en benceno, cloroformo, éter y bencina de petróleo (Guerrón, 2016).

**Figura 6***Estructura del Ácido Tánico*

*Nota.* Adaptado de *Valuación del Procedimiento de Obtención de un Biopolímero a partir del Hongo Ganoderma australe* (Fotografía 6), por Guerrón (2016).

### 2.2.2. Biopolímeros

Los biopolímeros consisten en unidades monoméricas que están unidas covalentemente, formando moléculas en forma de cadena. El prefijo 'bio' denota que las fuentes de biopolímeros son organismos vivos y, a menudo, son biodegradables. Por lo tanto, los biopolímeros pueden degradarse o descomponerse a través de la acción de organismos naturales, dejando atrás subproductos orgánicos como el dióxido de carbono y el agua que no tienen un efecto perjudicial en el medio ambiente. Los biopolímeros se han considerado como materiales alternativos a los plásticos derivados del petróleo porque son biodegradables, renovables y abundantes (Shankar & Rhim, 2018).

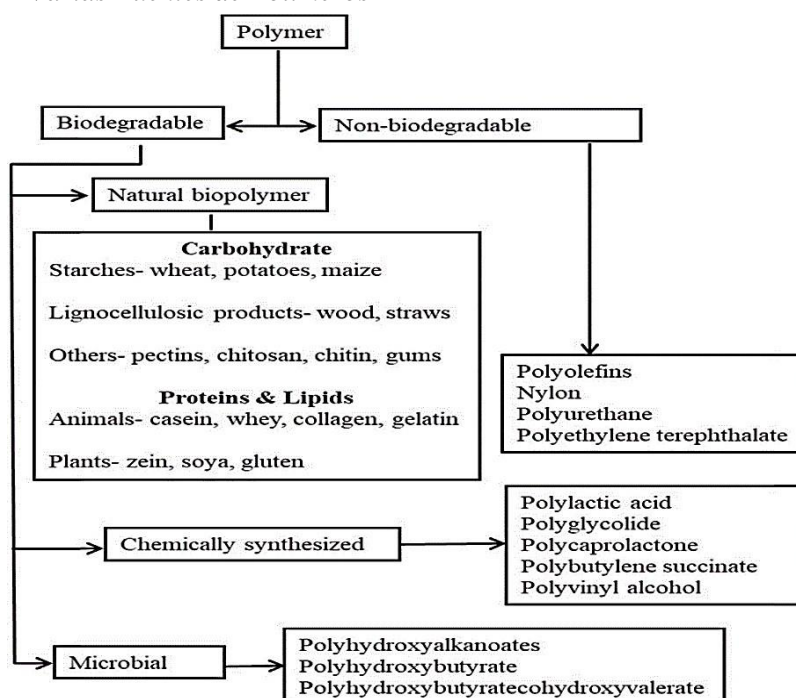
Su desarrollo está impulsado por las demandas actuales para reemplazar los polímeros basados en combustibles fósiles. La limitación de los recursos de combustibles fósiles, la volatilidad de los precios, el impacto en el medio ambiente y los problemas de eliminación de residuos son algunas de las principales razones de este cambio hacia los plásticos biológicos (Syed Ali Ashter, 2016).

### 2.2.2.1. Fuentes de Biopolímeros.

Los biopolímeros para aplicaciones de envasado de alimentos son el almidón, la celulosa, el quitosano y el agar derivados de los carbohidratos, así como la gelatina, el gluten, el alginato, la proteína del suero y el colágeno derivado de las proteínas (Shankar & Rhim, 2018).

**Figura 7**

*Varias Fuentes de Polímeros*



*Nota.* Adaptado de *Bionanocomposite Films for Food Packaging Applications* (Fotografía 1), por Shankar & Rhim, 2018, ResearchGate.

Algunos de los biopolímeros anteriores tienen un potencial interés como aditivos de tipo natural con capacidad antioxidante o antimicrobiana como es el caso del quitosano. La quitina no posee una amplia gama de usos en la industria química debido a su insolubilidad en agua, disolventes orgánicos y ácidos diluidos. El uso más importante de la quitina es su modificación química a quitosano, la cual consiste en eliminar en un grado entre 70y 90% los grupos acetilos unidos a los grupos aminos de la molécula, mediante un procedimiento denominado desacetilación (Moreno, 2017).

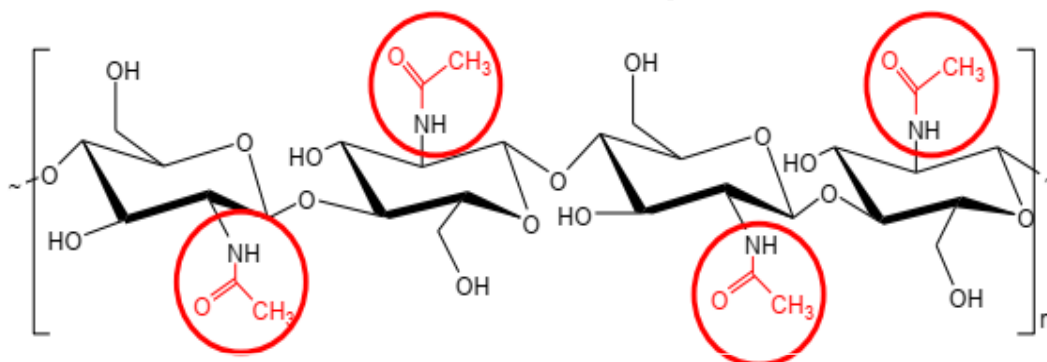
### 2.2.3. Quitina

La quitina es el segundo polisacárido más abundante después de la celulosa. Este biopolímero está compuesto por unidades de N-acetil glucosamina que están unidas por enlaces glicosídicos de la misma forma como las unidades de glucosa que componen a la celulosa. (Barriga, 2016).

La quitina es completamente insoluble en agua o en medio ácido. Este polímero posee las características de ser blanco, duro, inelástico y es la mayor fuente de contaminación superficial de las áreas cercanas al mar. La estructura química de la quitina se muestra en la Figura 8 (Lalaleo, 2010).

**Figura 8**

*Estructura Química de la Quitina, Destacando su Grupo Acetamido*



*Nota.* Adaptado de *Caracterización Físico-Química y Biológica de Filmes de Quitosano como Transportadores de la Rbmbp-2 en la Regeneración del Tejido Óseo* (Fotografía 4), por Civantos, 2014.

#### 2.2.3.1. Fuentes de Quitina.

La quitina se encuentra distribuida en la naturaleza, principalmente en el exoesqueleto de los artrópodos como arácnidos, insectos, entre otros, y en los caparazones de los crustáceos como cangrejos y camarones; siendo esta última la fuente más accesible ya que se encuentra disponible en desperdicios de la industria marisquera. Aparte de los artrópodos y de los crustáceos existen



otras fuentes poco comunes de los cuales también se puede extraer la quitina, pero en menor proporción, como los hongos, las algas, las levaduras, entre otros (Barriga, 2016).

En la Tabla 1 se muestra la composición porcentual en base seca de las principales fuentes de materia prima de quitina con el objetivo de poder comparar las fuentes potenciales de quitina y quitosano.

**Tabla 1**

*Composición química porcentual de las principales fuentes de materia prima de quitina*

Origen	Composición Química (%)				
	Humedad	Proteínas	Cenizas	Lípidos	Quitina
<b>Caparazones de jaiba y cangrejo</b>					
Callinectes sapidus	46,80	7,00	38,50	0,40	7,30
Paralithodes camtschaticus	50,00	11,00	23,00	0,50	15,50
Chionectes opillio	n.r	10,30	57,90	1,35	26,65
<b>Camaron (langostino) Penaeus sp.</b>					
Cabeza	77,04	12,90	5,20	2,06	2,80
Cascara	65,00	22,10	9,20	0,50	6,20
Krill Euphasia superba	n.r	41,00	23,00	11,60	24,00
<b>Langosta</b>					
Linuparus trigonus	13,50	17,00	54,70	n.r	n.r
Platynotus argus	11,80	11,00 -14,00	55,00	n.r	10,60
<b>Pluma de calamar</b>					
Dosidicus gigas (calamar gigante)	60,00	24,16	0,40	0,26	18,90
Loligo sp. (calamar común)	50,00	32,75	0,25	n.r	17,00

*Nota.* Berghoff (2011)

#### **2.2.3.2. El Langostino o Camarón Patiblanco (Litopenaeus Vannamei).**

El “langostino blanco”, *Litopenaeus vannamei* es originario del este del Océano Pacífico distribuyéndose desde la provincia de Sonora (Norte de México) hasta el Departamento de Tumbes (Perú). Por lo general habita en aguas que mantienen un nivel de temperatura superior a los 20 °C. La especie tiene una preferencia por los hábitats de fondos fangosos y se las puede encontrar hasta los 72m de profundidad tanto en aguas marinas como estuarinas (Feijó, 2009).

**Figura 9**

*Langostino Blanco (Litopenaeus vannamei).*



*Nota.* Adaptado de *Langostino Penaeus Vannamei entero* [Fotografía], por Ancora 7, Ancora7(<http://www.ancora7.es/Penaeus-Vannamei.html>).

#### 2.2.3.2.1. Clasificación Taxonómica

**Tabla 2**

*Clasificación taxonómica del langostino*

Reino:	Metazoa
Clase:	Crustacea
Orden:	Decapoda
Superfamilia:	Penaeoidea
Familia:	Penaeidae
Género:	Penaeus
Especie:	Vannamei

*Nota.* Clasificación Taxonómica del camarón patiblanco, (<http://animalandia.educa.madrid.org/ficha-taxonomica.php?id=355>).

Los camarones peneidos son crustáceos clasificados en el Orden decápoda (diez patas), son animales epibentónicos (que viven sobre la superficie del fondo), nadadores y filtradores en las primeras etapas de su vida, la natación la realizan a través de los apéndices natatorios (pleópodos) (Pérez & Kensley, 1997).

#### 2.2.3.2.2. *Anatomía y Morfología*

Son crustáceos macruros (abdomen alargado) de hábitos nocturnos y carnívoros. Posee un cuerpo alargado y cilíndrico, aplanado en los lados más ancho en la parte superior su cuerpo está dividido en tres partes: cefalotórax, abdomen y cola, con cabeza y ojos salientes de gran tamaño (Mero, 2010).

Una de las características de los crustáceos decápodos (langostinos) es que los 6 segmentos cefálicos y los 8 torácicos están unidos en un solo bloque, protegido por un caparazón rígido, en el que se encuentran 13 pares de apéndices: 5 cefálicos (2 antena y 3 mandíbulas) y 8 torácicos (3 maxilípedos y 5 pereiópodos). En el cefalotórax encontramos los 2 ojos, pedunculados y móviles, el rostro bien desarrollado y con dientes en sus márgenes superior e inferior, las 2 anténulas, con dos flagelos largos cada una, las 2 antenas, con su escafoerito bien desarrollado, las piezas bucales, mandíbulas y maxilípedos (pediformes el 2º y 3º par) y los pereiópodos, con el 1º y 2º par acabados en pinzas y los otros 3 pares acabados en una uña (Cabanillas, 2014).

#### 2.2.3.2.3. *Propiedades Químicas*

En la tabla 3 se muestra la composición del caparazón o cascará de camarón

**Tabla 3**

*Composición en base seca del caparazón del camarón*

<b>Componentes</b>	<b>Porcentaje %</b>
Quitina	17 – 32
Proteínas	17 – 42
Pigmentos	1 – 14
<i>Cenizas</i>	41 – 46

*Nota.* Nieto y Orellana (2011)

**Tabla 4***Propiedades fisicoquímicas y características de la quitina*

<b>Quitina</b>			
<b>Propiedades</b>	<b>Características</b>		
• Blanca	Peso Molecular	Producto Natural	10 <sup>6</sup> g/mol
• Dura			
• Inelástica		Producto comercial	3-5 x10 <sup>5</sup> g/mol
• No presenta solubilidad en el agua y en disolventes orgánicos.	Grado de Desacetilación		66%
	Contenido de Humedad		2-10%
• Biodegradable (Lentamente).	Contenido de Cenizas		< 2%
	Contenido de Nitrógeno		6-7 %

*Nota.* Barriga (2016)**2.2.3.3. Métodos de obtención de quitina.**

Aunque existen varios métodos de obtención de la quitina, varios investigadores coinciden que es necesario la utilización de ácidos y bases. En el caso de la obtención de la quitina a partir de los desechos de los crustáceos se utiliza hidrólisis ácida para la desmineralización, y el uso de hidrólisis básica permite que se rompa el enlace entre la proteína y la quitina. (Barriga, 2016).

**2.2.3.3.1. Extracción de Quitina por métodos químicos.**

La extracción de la quitina por métodos químicos consiste en el acondicionamiento de la materia prima (lavado, secado y molienda), desproteinización, desmineralización y secado.

- **Acondicionamiento de la materia prima:**

El acondicionamiento de la materia prima consiste en el lavado de los exoesqueletos de los crustáceos con agua y la separación de los restos de carne que quedan adheridas a los mismos. Después del lavado del exoesqueleto se procede a secar y moler hasta el tamaño de partículas adecuado para la extracción, que generalmente es de varios milímetros (Lalaleo, 2010).

- **Despigmentación:**

Presencia de pigmentos como astaxantina, cantaxantina, luteína y el  $\beta$  caroteno dan la coloración a caparazones de crustáceos como el camarón. Estos pigmentos se los puede extraer o eliminar a temperatura ambiente con el uso de solventes como acetona, cloroformo, etanol, o agentes oxidantes tradicionales como soluciones diluidas de peróxido de hidrógeno ( $H_2O_2$ ) o hipoclorito de sodio ( $NaClO$ ) (Vanegas, 2014).

- **Desmineralización:**

El principal componente inorgánico de los caparazones de los crustáceos es el  $CaCO_3$ , el cual se suele eliminar, con soluciones diluidas de  $HCl$  (hasta 10%) a temperatura ambiente, aunque también se han utilizado otros ácidos ( $HNO_3$ ,  $HCOOH$ ,  $H_2SO_4$ , y  $CH_3COOH$ ). La concentración del ácido y el tiempo de tratamiento dependen de la fuente, pero deben evitarse los tratamientos a temperaturas altas, que provocan la degradación del polímero. Un tratamiento alternativo para disminuir la degradación consiste en el empleo del agente complejante ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) (Lalaleo, 2010).

- **Desproteínización:**

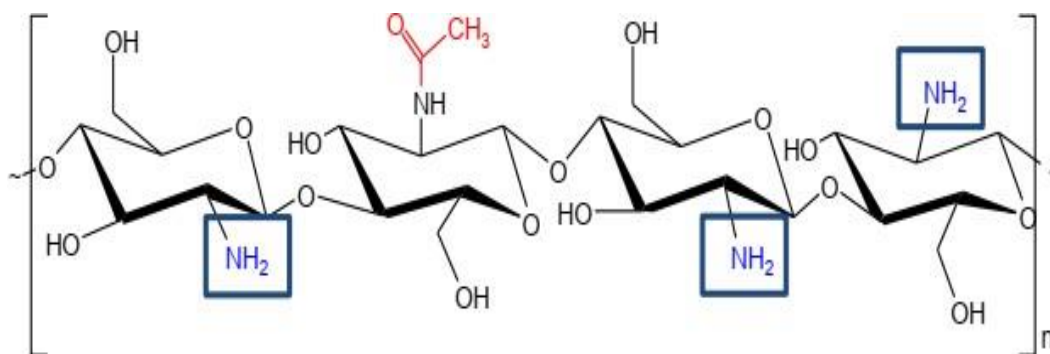
El objetivo de la desproteínización es de poder eliminar los restos de proteína de la materia prima para su posterior tratamiento. La desproteínización se puede realizar de manera química o enzimática. En la desproteínización química se trata los exoesqueletos de los crustáceos con soluciones de hidróxido de sodio de una concentración hasta 10 %, a temperaturas entre 65 y 100 °C, con el fin de separar la proteína. Los tiempos son controlados para evitar una desacetilación parcial de los exoesqueletos, el tiempo de tratamiento suele variar entre 0,5 y 72 horas (Vanegas, 2014; Lalaleo, 2010).

### 2.2.4. Quitosano

El quitosano es un polisacárido de alto valor agregado que se obtiene a partir de desechos de la industria pesquera, derivado de la quitina que es el segundo polímero más abundante en la naturaleza (Rutiaga Quiñones, 2002). Se deriva de la quitina mediante la desacetilación de la misma en condiciones muy alcalina y a altas temperaturas. Es un polímero biodegradable, no toxico, biocompatible, semipermeable, con propiedades filmogénicas y antimicrobianas, lo que lo convierte en un material versátil y con gran potencial (Moreno, 2017).

**Figura 10**

*Estructura Química del Quitosano, Enmarcando su Grupo Amino Libre*



*Nota.* Adaptado de Caracterización Físico-Química y Biológica de Filmes de Quitosano como Transportadores de la Rbnp-2 en la Regeneración del Tejido Óseo (Fotografía 6), por Civantos,

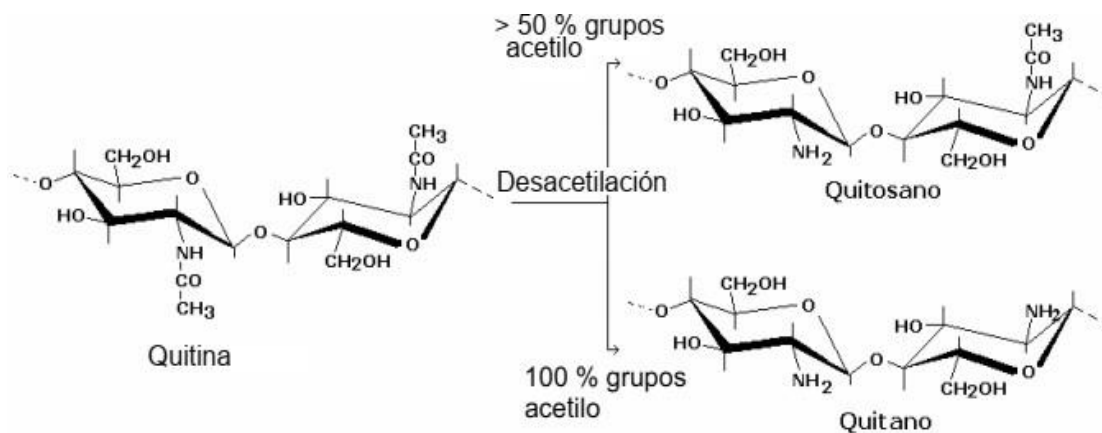
El quitosano es un polvo cristalino o amorfo insoluble en agua, solventes orgánicos, ácidos diluidos o álcalis; se disuelve en ácidos minerales concentrados con la simultánea degradación del polímero. Presenta una composición aproximadamente del 70-90% de unidades de D-glucosamina y 10-30 % de unidades de N-acetil-D-glucosamina, unidos a través de enlaces glucosídicos P(1-4) (Figura 13). Comercialmente se obtiene mediante el proceso termoalcalino de hidrólisis de la quitina con NaOH, posteriormente se enjuaga, se ajusta el pH, se decanta y finalmente este polímero es sometido a un tratamiento de secado en el cual se obtiene en forma de hojuelas y posteriormente el quitosano en polvo (Rutiaga, 2002).

### 2.2.4.1. Método de obtención de quitosano

El método químico consiste en una desacetilación en fase homogénea o heterogénea en función de las condiciones del proceso. Una desacetilación heterogénea conlleva el empleo de un medio fuertemente alcalino (NaOH y KOH al 40- 50% p/v) elevadas temperaturas (60- 130°C) y tiempos cortos. Esta reacción no ocurre al azar, Kurita y colaboradores observaron que dicho proceso ocurre preferentemente en la región amorfa de la quitina. En la actualidad, este es el tratamiento industrial para la obtención de quitosano a gran escala (Civantos , 2014).

**Figura 11**

*Relación Estructural entre la Quitina, el Quitosano y el Quitano*



*Nota.* Adaptado de *Quitina y Quitosano: Materiales del Pasado para el Presente y el Futuro* (Fotografía 1) por Lárez, 2006, Redalyc.

Las condiciones específicas de la reacción dependerán de diversos factores, tales como el material de partida, el tratamiento previo y el grado de desacetilación deseado. No obstante, con un solo tratamiento alcalino, el máximo grado de desacetilación alcanzado no suele sobrepasar del 75 al 85%. Tratamientos prolongados suelen provocar la degradación del polímero sin traducirse en un aumento sensible del grado de desacetilación (Lalaleo, 2010).

### **2.2.5. Películas a partir de quitosano**

Las películas poliméricas se definen como aquella compuesta por diferentes capas (polímero y plastificante), cuyas principales funciones son las de recubrir para retardar la pérdida de humedad, disminuir el crecimiento microbiano en la superficie y evitar su oxidación (López, 2014)

Una de las propiedades más interesantes del quitosano es su capacidad de formación de películas. De hecho, el quitosano forma películas fuertes, flexibles, transparentes, resistentes a las grasas y aceites, y con buenas propiedades mecánicas y de permeabilidad. Además, estos recubrimientos tienen ventajas adicionales debido a que son antimicrobianas (Vásquez & Vidal 2011).

#### **2.2.5.1. Técnicas para la preparación de películas de quitosano.**

Los materiales basados en quitina/quitosano encuentran aplicaciones en forma de polvo y partículas, aunque se usan principalmente como geles, membranas, recubrimientos, cápsulas, fibras, esponjas, etc. Generalmente existen dos métodos que son usados para la producción y elaboración de películas obtenidas a base de polisacáridos, llamados métodos seco y húmedo (Venegas, 2014).

##### **2.2.5.1.1. Método húmedo: evaporación de solvente (Casting).**

Actualmente, este método es el único para obtener películas de quitosano. A una solución orgánica de quitosano en un ácido orgánico se la dispersa en un recipiente plano y se la pone a secar. Después del secado, normalmente se neutraliza la película con una solución diluida de Hidróxido de Sodio (NaOH) y se la retícula para evitar la desintegración a un pH menor de 6.5. Comúnmente, el agente de reticulación es el glutaraldehído (Vanegas, 2014).



#### **2.2.5.1.2. *Método seco: procesos de fundición.***

Este método usualmente involucra procesos de fundición (extrusión, amasado, etc.) bajo un tratamiento termomecánico con plastificantes. Este método es usado por ejemplo con almidón plastificado. No es muy utilizado comúnmente para utilizar con el quitosano (Vanegas, 2014).

#### **2.2.5.2. *Propiedades de las películas biodegradables.***

##### **2.2.5.2.1. *Propiedades mecánicas (Resistencia a la Tracción en la rotura)***

Es la fuerza necesaria para romper, por estiramiento, una determinada superficie de un material plástico, ejercida en el sentido de alargar el material. El método para su evaluación es el “Método de prueba estándar para las propiedades de tracción de Láminas de plástico delgado” (ASTM D882-02) (Vásquez & Vidal, 2011).

Las propiedades mecánicas que mayormente se determinan son la fuerza y el porcentaje de elongación a la rotura (Vanegas, 2014).

##### **2.2.5.2.2. *Propiedades físicas***

Existen varias propiedades físicas que pueden ser consideradas para la evaluación de películas de quitosano, entre ellas las principales son la solubilidad en el agua, el color, la transparencia, o la permeabilidad al vapor de agua y gases (Vanegas, 2014).

##### **2.2.5.2.3. *Propiedades microbiológicas***

La actividad antimicrobiana del quitosano dependerá de factores como el tipo de quitosano (grado de desacetilación, peso molecular), del pH del medio, de la temperatura, etc. Existen varias hipótesis sobre el mecanismo de la actividad antimicrobiana del quitosano. La más plausible es un cambio en la permeabilidad de la célula debido a las interacciones entre el quitosano que es policationico y las cargas electronegativas de la superficie de la célula. El quitosano es capaz de inhibir algunas bacterias Gram negativas como *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*,

*Shigella dysenteriae*, *Vibrio* spp. y *Salmonella typhimurium*. Debido a que es una macromolécula no puede atravesar la membrana externa de las bacterias Gram negativas, ya que esta membrana actúa como una barrera contra las macromoléculas (Vílchez, 2005).

#### **2.2.5.2.4. *Propiedades biodegradables***

A pesar de que el quitosano sea un biopolímero, se debe evaluar su biodegradabilidad cuando éste forma películas con un agente plastificante y/o reticulante debido a que existe generalmente la incorporación de un compuesto inorgánico. En la actualidad, hay pocos estudios enfocados al análisis de la biodegradabilidad del quitosano en suelo o en el cuerpo. La biodegradación en desperdicios, incluyendo desperdicios de polímeros en el suelo, es el método más común utilizado, por lo tanto, es importante saber cuánto demorará la descomposición total o parcial del quitosano o sus películas bajo los efectos de humedad y microorganismos del suelo (Vanegas, 2014).

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Tipo de investigación

**De acuerdo al diseño de investigación:** Experimental

#### 3.2. Hipótesis

La producción de películas biodegradables se ve afectada por la temperatura y las concentraciones de quitosano.

#### 3.3. Definición y operacionalización de variables

**Tabla 5**

*Operacionalización de Variables*

Variables	Definición Operacional	Dimensiones	Indicadores
<b>Variable Independiente:</b>			
• Concentración del quitosano.	Parámetros que indicaran de qué manera influyen en la producción de películas de quitosano.	Concentración	Concentración: 1g/L, 2g/L y 3g/L.
• Temperatura de reacción.		Grados centígrados	Temperatura de reacción: 50 °C, 60 °C y 65 °C
<b>Variable Dependiente:</b>			
Producción de películas biodegradables	Mediante el uso del quitosano a diferentes concentraciones y temperaturas de reacción de reacción se producirá películas biodegradables el cual se evaluará su solubilidad, resistencia a la tracción, biodegradabilidad.	Solubilidad/Resistencia a la Tracción, biodegradabilidad.	

*Nota.* Elaboración propia (2020)

### 3.4. Población y Muestra

#### 3.4.1. Población

Conformada por exoesqueletos de langostino, obtenido del mercado Modelo de Chiclayo – Lambayeque.

#### 3.4.2. Muestra

6 kilos de exoesqueleto, 154 g de quitosano obtenido de los exoesqueletos de Langostino o camarón patiblanco.

**Figura 12**

*Exoesqueletos de Langostino*



*Nota.* Elaboración propia (2019)

### 3.5. Materiales, Reactivos y Equipos

#### 3.5.1. Materiales de Laboratorio

- Vasos precipitados de 100 ml, 250 ml ,500 ml ,600 ml
- Tubos de ensayo
- Bureta 50 ml
- Vaqueta
- Pipetas volumétricas (1 ml, 5ml)
- Placas Petri
- Lunas de reloj
- Matraz Erlenmeyer 250 ml

- Desecador
- Piseta de 1000 ml
- Mortero
- Espátula
- Termómetro (rango entre 0°C a 200°C)
- Filtros de papel
- Cinta de pH
- Envases de plásticos de 750 y 1000 ml,
- Envases de tecnopor de 9cm x 18cm

### **3.1.1. *Reactivos.***

- Solución de Hidróxido de sodio 50% p/v
- Ácido acético Glacial
- Glicerina
- Agua destilada
- Ácido clorhídrico al 37%

### **3.1.2. *Equipos***

- Cocina eléctrica (Marca Fingzza)
- Estufa (Marca Memmert)
- Mufla (Marca: Thermolyng (thermo scientific))
- Bomba de vacío (Marca: Cvaoubrand Gmbh)
- Agitador Magnético (Marca: Sybroul Thermolyme)
- Balanza analítica ALJ 220-4UV (Marca: Kern)
- Molino de Mano
- Agitador Magnético con placa de calefacción (Marca Corning Stiner Hot Plate)
- Analizador de humedad marca Sartorius
- Micrómetro SY91531SC - marca Sata
- Espectrofotómetro infrarrojo por transformada de Fourier, marca Perkin Elmer modelo Spectrum two – barrido 4000 a 450cm<sup>-1</sup>
- Microscopio electrónico de barrido (SEM)
- Termobalanza MA35M

### **3.6. Métodos**

#### **3.6.1. *Obtención de la muestra***

##### **3.6.1.1. Recolección y muestreo del exoesqueleto de langostino.**

Los exoesqueletos de langostino, se obtuvieron de los desechos locales de la venta de mariscos en el Mercado Modelo de Chiclayo-Lambayeque. Se les mantuvo en congelación por un máximo de 3 días para evitar la descomposición y no afectar la obtención de quitosano.

##### **3.6.1.2. Limpieza y selección del exoesqueleto de langostino.**

Se realizó la limpieza de los exoesqueletos de langostino con la finalidad de eliminar los restos de las cabezas, patas, antenas, restos de carne y otras extremidades propias del animal usando agua destilada. Se seleccionó los exoesqueletos que estuvieron en buen estado.

##### **3.6.1.3. Secado y molienda.**

Los exoesqueletos se colocaron en la estufa marca Memmert a 80°C por un tiempo de 10 horas, al término del cual se utilizó un molino de mano para reducir el tamaño de los exoesqueletos hasta convertirlo en polvo.

##### **3.6.1.4. Determinación de grupos funcionales del exoesqueleto.**

Se realizó mediante un análisis espectrofotométrico de rayos Infrarrojo por Transformada de Fourier mediante un Espectrofotómetro Infrarrojo PERKIN ELMER, MODELO: SPECTRUM TWO), en el laboratorio de Farmacognosia de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la Universidad Nacional de Trujillo

##### **3.6.1.5. Desmineralización y secado: Obtención de quitina.**

Para la eliminación de sales calcio, se utilizó una solución de ácido clorhídrico HCl 1.3N mezclando en una relación de líquido- sólido 6:1, a temperatura ambiente con una agitación mecánica constante por un tiempo de 1 hora, a una velocidad de 150 RPM. El sólido obtenido

(Quitina), se procedió a lavar con agua destilada hasta un pH neutro y se filtró. Posteriormente se secó en la estufa Memmert a una temperatura de 50 °C durante 4 horas.

#### **3.6.1.6. Desproteínización.**

La quitina se sometió a una segunda etapa de desproteínización, con hidróxido de sodio (NaOH) a 0,8 N en una relación de líquido- sólido 10:1, a una temperatura de 80°C con una agitación mecánica constante por un tiempo de 3 horas y 30 minutos, a una velocidad de 192 RPM. Para la obtención de la quitina se realizó el tratamiento en medio alcalino a 80°C, debido a que el NaOH rompe los enlaces de hidrogeno que mantiene unidas a las moléculas de las proteínas, haciendo que se separen y se dispersen en la solución.

La quitina desproteínizada, fue lavada para remover las sustancias tanto alcalinas como acidas con agua destilada hasta obtener un pH neutro y se filtró. Se llevó a secar en la estufa por 3 horas a una temperatura de 70°C. Para la eliminación de unidades acetilo se utilizó una concentración mayor de NaOH al 13N y se siguió el siguiente procedimiento.

#### **3.6.1.7. Desacetilación: Obtención de quitosano**

La quitina desmineralizada y desproteínizada, se desacetilizó utilizando una solución de hidróxido de sodio (NaOH) a 50 %, mezclando en una relación líquido – sólido 5:1, por un tiempo de 1 hora con agitación mecánica constante a una velocidad de 200 RPM y una temperatura de 90°C. El sólido residual quitosano, se lavó hasta un pH neutro y se secó en la estufa a una temperatura de 70°C por 4 horas.

#### **3.6.1.8. Caracterización del quitosano.**

##### ***3.6.1.8.1. Determinación de grupos funcionales del quitosano.***

Se realizó mediante un análisis espectrofotométrico de rayos Infrarrojo por Transformada de Fourier mediante un Espectrofotómetro Infrarrojo PERKIN ELMER, MODELO: SPECTRUM

TWO), en el laboratorio de Farmacognosia de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la Universidad Nacional de Trujillo.

#### **3.6.1.8.2. *Determinación de la viscosidad del quitosano.***

Se realizó en el Laboratorio de Servicios a la Comunidad e Investigación la Facultad de Química de la Universidad Nacional de Trujillo (UNT) y se utilizó el viscosímetro Hoppler multiparámetro para el fluido.

#### **3.6.1.8.3. *Solubilidad del quitosano.***

Se determinó en el Laboratorio de Química Orgánica de la Facultad de Ingeniería Química e Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo (UNPRG), para lo cual se utilizaron 5 tubos de ensayo en los cuales se agregaron 1 g de quitosano, se añadieron 5ml de diferentes disolventes (Agua, Etanol, ácido acético ácido cítrico y ácido clorhídrico) respectivamente y se dejaron en reposo a temperatura ambiente durante 24 horas, con el fin de observar el quitosano,

#### **3.6.1.8.4. *Humedad (%).***

El contenido de humedad se realizó en el Laboratorio de Fisicoquímica de la Facultad de Ingeniería Química e Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo (UNPRG) y se utilizó el método gravimétrico.

2g de quitosano se colocó en una luna de reloj y se llevó a la estufa a 105 °C durante 3 horas y 30 minutos hasta alcanzar un peso constante, el porcentaje de humedad se calculó por la formula siguiente:

$$H = \frac{PR(g) - PV(g)}{Q(G)} \times 100\%$$

**Donde:**

**PR:** peso de recipiente con muestra sin humedad.

**PV:** peso de recipiente vacío.

**Q:** peso de la muestra de quitosano.



### 3.6.1.8.5. Cenizas (%).

El contenido de cenizas se realizó en el Laboratorio de Fisicoquímica de la Facultad de Ingeniería Química e Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo (UNPRG) y se utilizó el método gravimétrico.

2 g de muestra se colocó en crisoles refractarios, para luego ser incinerado en un Mufla Thermo Scientific a una temperatura de 600°C durante 6 horas para volatilizar todo el material orgánico, se calculó mediante la siguiente formula:

$$\% C = \frac{W_f - W_0}{M} \times 100$$

**Donde:**

**W<sub>f</sub>:** peso del crisol con cenizas (g)

**W<sub>0</sub>:** peso del crisol vacío (g).

**M:** peso de la muestra de quitosano.

### 3.6.1.8.6. Contenido de proteínas.

En el análisis de proteínas se realizó en el Laboratorio de Servicios a la Comunidad e Investigación de la Facultad de Química de la Universidad Nacional de Trujillo (UNT) y se utilizó el método Kjeldahl.

Para la determinación del porcentaje de proteínas (Pr) presente en el quitosano se empleó la siguiente formula.

$$\% Pr = \frac{P \times N_{HCl} \times (V_m - V_b) \times 100 \times F}{m}$$

**Donde:**

**N<sub>HCl</sub>:** Normalidad del titulante (HCl)

**V<sub>m</sub>:** Volumen de HCl gastado en la muestra (ml).

**V<sub>b</sub>:** Volumen de HCl gastado en el blanco (ml).

**P:** Peso atómico del Nitrógeno (14,01)

**m:** Masa de la muestra en miligramos.

**F:** factor de conversión de nitrógeno a proteína (6,25).

### 3.6.1.8.7. *Contenido de grasas.*

El análisis de grasas se realizó en el Laboratorio de Servicios a la Comunidad e Investigación de la Facultad de Química de la Universidad Nacional de Trujillo (UNT) y se utilizó el Método de Soxhlet. Se utilizó la siguiente formula:

$$\% \text{Extracto Etéreo} = \frac{P - p}{M} \times 100$$

**Donde:**

**P** = Masa en gramos del matraz con grasa.

**p** = Masa en gramos del matraz sin grasa.

**M** = Masa en gramos de la muestra.

### 3.6.1.8.8. *Determinación del grado de desacetilación del quitosano.*

Se realizó por Valoración potenciométrica en el Laboratorio de Química Orgánica de la Facultad de Ingeniería Química e Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo (UNPRG).

0,25 g de quitosano se disolvió en 20 ml de una solución HCl 0,3M y luego se valoró con 0,1 M NaOH. La valoración se llevó a cabo midiendo el cambio de pH cada 1 ml de base añadida. La adición se realizó de forma lenta y con agitación continua para homogenizar la solución y evitar la precipitación del quitosano, luego se graficó el cambio de pH contra la primera derivada ( $\Delta\text{pH}/\Delta V$ ). El grado de desacetilación se calculó utilizando la diferencia entre los puntos de inflexión que se presentaron en la curva, se utilizó la siguiente formula.

$$\% \text{NH}_2 = \frac{16.1(y - x)}{w} * f$$

**Donde:**

**x** = Es el punto de inflexión menor (ml)

**y** = Es el punto de inflexión mayor (ml)

**f** = Es la molaridad de la solución NaOH (mol/L)

$w$  = La masa de la muestra (g)

16,1= Valor del miliequivalente entre el ácido clorhídrico y el quitosano.

### **3.6.2. *Elaboración de películas biodegradables de quitosano.***

El método utilizado para la elaboración de las películas biodegradables fue el de evaporación de solvente (casting), que es el que da los mejores resultados para obtener películas.

#### **3.6.2.1. Preparación de la solución de quitosano.**

Se preparó soluciones de quitosano a diferentes concentraciones de 1; 1,5 y 2%; en una solución de ácido acético al 3,0% con una agitación mecánica constante por un tiempo de 1 hora a temperatura ambiente.

#### **3.6.2.2. Preparación de Películas Biodegradables.**

Se utilizó 70 ml de solución de quitosano, donde se mezcló con 0,35 ml de glicerina pura con una agitación mecánica constante por un tiempo de 30 minutos a temperaturas de 50, 55 y 60°C. Después se vertieron en los respectivos moldes.

#### **3.6.2.3. Secado**

Se llevó a secar en una estufa con circulación de aire por 1 día a una temperatura de 40°C.

#### **3.6.2.4. Caracterización de las películas biodegradables.**

##### **3.6.2.4.1. *Propiedades físicas.***

- Humedad (%)

El porcentaje de humedad se determinó con ayuda de una Analizador humedad infrarrojo MA35M - marca Sartorius, Se determinó el peso inicial de la muestra, y luego la muestra fue calentada con el fin de evaporar el agua, durante el calentamiento el equipo determina continuamente el peso de la muestra y finalmente cuando la

dsecación se termina el resultado se muestra cómo porcentaje (%) de contenido de humedad y el peso final de la muestra (g).

- **Espesor**

Se realizó en el Laboratorio de Instrumentación científica de la Facultad de Ciencias Físicas y Matemáticas de la Universidad Nacional de Trujillo (UNT) y se midieron los espesores en 5 puntos diferentes de la película, con ayuda de un micrómetro SY91531SC - marca Sata.

- **Solubilidad (%)**

Se cortaron láminas con dimensiones de 2 x 3 cm, se las pesó en una balanza analítica con una precisión de 0,0001 g y se sumergieron en 80 mL de agua desionizada. Con el uso de un agitador magnético a 100 rpm se aseguró que se mantuviera inmersa a la película en el agua durante una hora a temperatura ambiente. La muestra se filtró y se secó en la estufa a temperatura de 105 °C, hasta mantener peso constante. El análisis se realizó en el Laboratorio de Fisicoquímica de la Facultad de Ingeniería Química e Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo (UNPRG).

$$\%S = \frac{P_0 - P_f}{P_0} * 100$$

**Donde:**

**P<sub>0</sub>:** Peso inicial seco (g).

**P<sub>f</sub>:** Peso final seco (g).

#### **3.6.2.4.2. Pruebas mecánicas.**

- **Ensayo de tracción axial**

Se realizó en el Laboratorio de Material Cerámico de la Facultad de Ingenierías de la Universidad Nacional de Trujillo (UNT). El ensayo se realizó en una maquina

Master Loader digital, marca Humboldt, las muestras fue de 100 mm de longitud y 10 mm de ancho; la velocidad se fijó en 25 mm/min y las propiedades mecánicas evaluadas fue la resistencia a la tracción en la rotura.

#### **3.6.2.4.3. *Propiedades microbiológicas.***

Se aplicó la técnica de análisis de placa vertida. Este método se aplica a sustancias que poseen características antimicrobianas, como es el quitosano. Esta prueba se realizó en el Laboratorio de Biotecnología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo (UNPRG) y se utilizó la bacteria *Escherichia coli*, *Salmonella* sp.

#### **3.6.2.4.4. *Propiedades biodegradables***

La biodegradabilidad se evaluó por el método gravimétrico, se consideró un tiempo de exposición de 30 días. Se tomaron muestras de 10 x 1 cm para las diferentes pruebas y se realizó en el Laboratorio de Biotecnología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo (UNPRG).

- Prueba en Composta

El experimento en composta se realizó en una compostera previamente armada en el Colegio Prisma de Monsefú la cual contenía residuos sólidos agropecuarios y en forma aleatoria se colocaron 6 tiras de muestras de las películas obtenidas.

- Prueba en Agua

Este análisis se llevó a cabo en un recipiente previamente llenado con agua destilada y donde se introdujeron las películas de quitosano fijas de tal manera que el agua solamente las cubriese.

- Prueba en Suelo

El análisis se llevó a cabo en cubetas que previamente fueron llenadas con tierra y en donde se colocaron las películas para su posterior análisis al transcurso de los días.

- Pruebas en medio ambiente

Este análisis se lleva a cabo en placas Petri, donde se pesó un 1gr de muestra de película de quitosano y posteriormente fue sometida a condiciones ambientales. Para posteriormente ser observada al transcurso de los días.

### **3.7. Análisis de datos estadístico**

Para el desarrollo de las pruebas estadísticas, se usó el software estadístico IBM SPSS Statistics v.25. Los datos se analizaron mediante el uso de la prueba de Análisis de varianza (ANOVA).

## 4. RESULTADOS Y DISCUSIONES

### 4.1. RESULTADOS

#### 4.1.1. Obtención de la muestra

**Figura 14**

*Exoesqueleto de Langostino Molido.*



*Nota.* Elaboración propia (2019)

**Figura 13**

*Exoesqueleto de Langostino Seco*

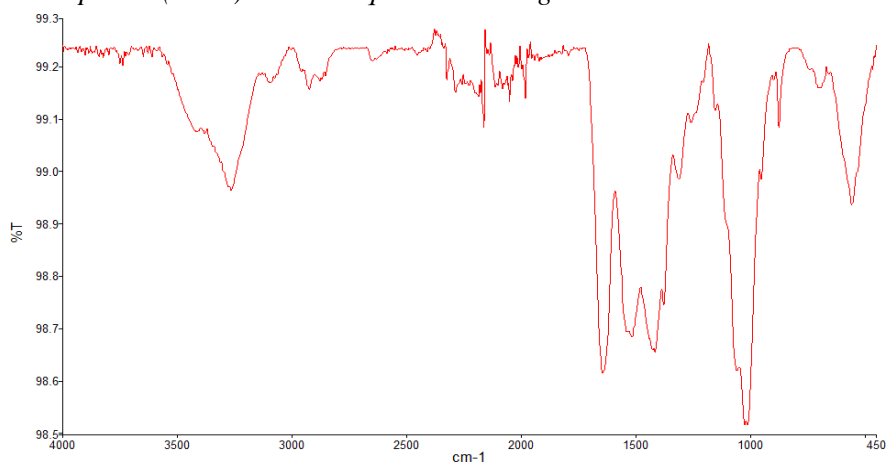


*Nota.* Elaboración propia (2019)

#### 4.1.1.1. Grupos funcionales del exoesqueleto de langostino.

**Figura 15**

*Espectro (FTIR) del Exoesqueleto de Langostino*



*Nota.* Reporte de laboratorio de Farmacognosia-UNT (2019)

Se observa a 3300  $\text{cm}^{-1}$  atribuida al estiramiento del enlace O-H. En la banda 2100 – 2200  $\text{cm}^{-1}$  presenta un pico con muy poca intensidad que confirmaría  $\text{C}\equiv\text{C}$ ; a 2950  $\text{cm}^{-1}$  corresponde al

estiramiento C-H, tensión C-O a  $1050\text{ cm}^{-1}$ ; A  $1700\text{ cm}^{-1}$  señal que corresponde a carbonilo, existe la posibilidad de ácido carboxílico; Ausencia de sistemas aromáticos.

#### 4.1.2. Obtención de quitina y quitosano

**Figura 16**

*Quitina*



*Nota.* Elaboración propia (2019)

**Figura 17**

*Quitosano*



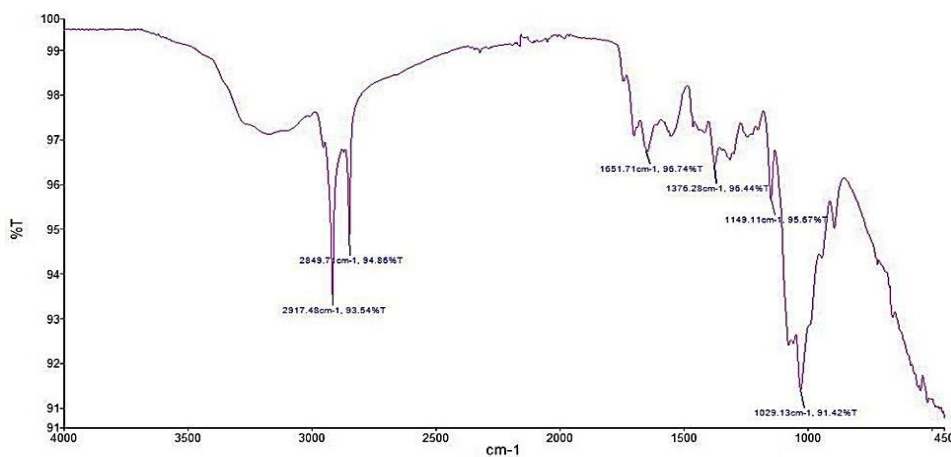
*Nota.* Elaboración propia (2019)

#### 4.1.2.1. Caracterización del quitosano.

##### 4.1.2.1.1. Grupos funcionales del quitosano.

**Figura 18**

*Espectro (FTIR) del Quitosano*



*Nota.* Reporte de laboratorio de Farmacognosia-UNT (2019)



Se observa a 3200 cm<sup>-1</sup> el grupo O-H, a 2917 y 2849 cm<sup>-1</sup> el estiramiento Csp<sup>3</sup>-H. A 1376 y 1149 cm<sup>-1</sup> corresponde al enlace C-O. La banda de estiramiento N-H del quitosano no se observa, posiblemente porque la señal del O-H es más intensa y se superpone sobre el de la amina. Sin embargo, a 1651 cm<sup>-1</sup> hay una flexión del enlace N-H. No se observa grupos aromáticos, dobles enlaces, triples enlaces y carbonilos.

#### 4.1.2.1.2. *Análisis físico del quitosano.*

**Tabla 6**

*Solubilidad*

<b>Determinación</b>	<b>Resultados</b>
Solubilidad en agua	Insoluble
Solubilidad en Ác. Cítrico (10% p/v)	Soluble
Solubilidad en Ác. acético (10% p/v)	Soluble
Solubilidad en Ác. Clorhídrico (c.c)	Insoluble
Solubilidad en alcohol	Insoluble

*Nota.* Elaboración propia (2020)

**Tabla 7**

*Análisis proximal del quitosano*

<b>Determinación</b>	<b>Unidades</b>	<b>Resultados</b>
Humedad	%	7,680
Proteína	%	28,625
Grasas	%	1,400
Cenizas	%	1,05
Viscosidad	cP	8,261

*Nota.* Elaboración propia (2020)

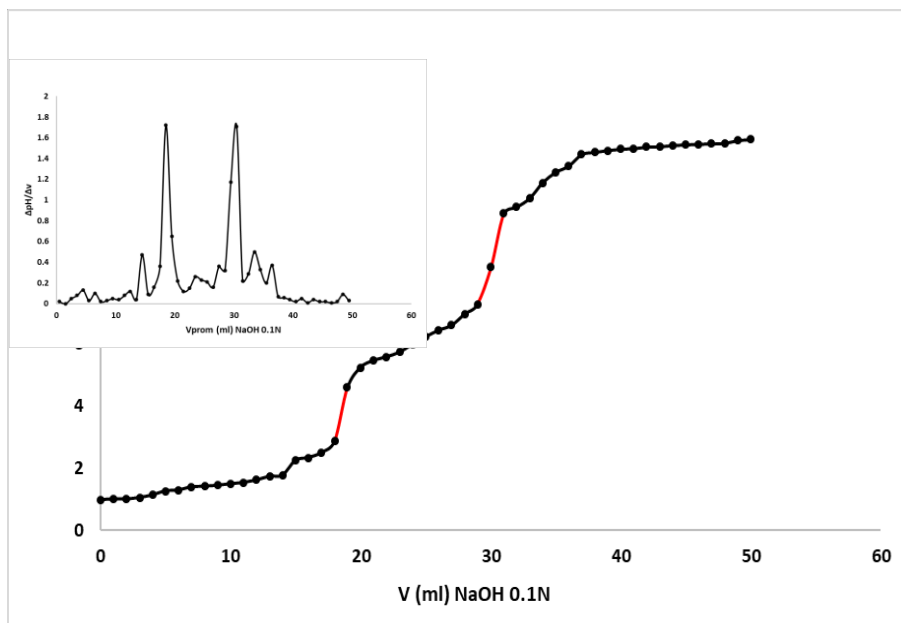
#### 4.1.2.1.3. *Grado de desacetilación de quitosano.*

El contenido de grupos amino en las muestras de quitosano se determinó por titulación potenciométrica. Para ello se disolvió el polímero en ácido clorhídrico y se valoró la mezcla con hidróxido sódico.

Los resultados de la valoración se muestran en la Figura 19. Se produce una curva de titulación con dos puntos de inflexión, cuyos valores se determinaron según el criterio de la primera derivada.

**Figura 19**

*Curva de Titulación Potenciométrica para el Quitosano*



*Nota.* Se muestra la primera derivada, los máximos corresponden a los puntos de inflexión. Elaboración propia (2020)

**Tabla 8**

*Proporción de grupos amino en las muestras de quitosano*

Muestra	y (ml)	x (ml)	y-x (ml)	% NH <sub>2</sub>
Quitosano	30,5	18,5	12	77,28

*Nota.* Elaboración propia (2020)

### 4.1.3. Películas biodegradables

**Figura 20**

*Películas Biodegradables de Quitosano*



*Nota.* Elaboración propia (2019)

#### 4.1.3.1. Espesor de las películas de quitosano.

**Tabla 9**

*Espesor de las películas*

Temperatura (°C)	C. de quitosano (%)	Ácido acético (%)	Espesor (mm)
50	1,0	3,0	0,1712
	1,5		0,1709
	2,0		0,1711
55	1,0	3,0	0,1698
	1,5		0,1699
	2,0		0,1705
60	1,0	3,0	0,1701
	1,5		0,1712
	2,0		0,1722

*Nota.* Se muestra los valores promedio de tres repeticiones. Elaboración propia (2020)

#### 4.1.3.2. Humedad (%) y solubilidad (%) de las películas de quitosano.

La Tabla 10 (resumen de la tabla 17– Anexo):

**Tabla 10**

*Humedad y solubilidad de las películas*

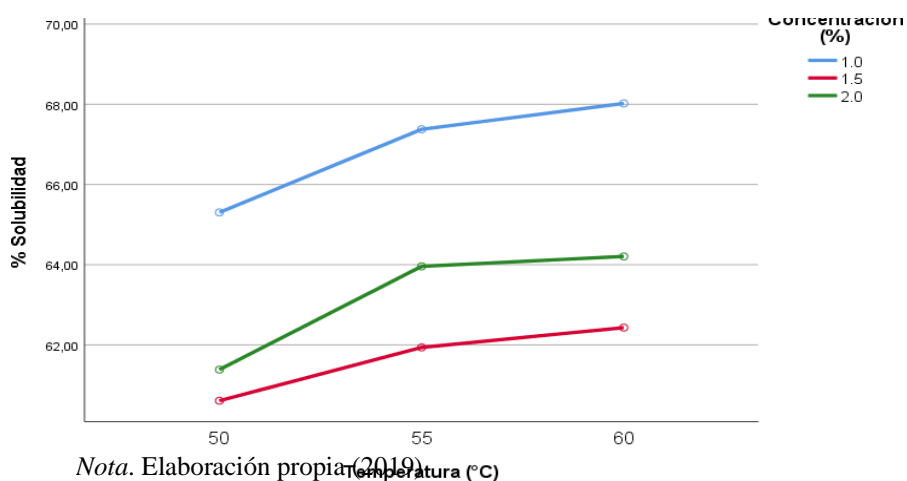
Película N°	Temperatura (°C)	C.C. de quitosano (%)	Ácido acético (%)	Humedad (%)	Solubilidad en agua (%)
1	50	1,0	3,0	24,54 ±0,101	65,30±2,684
2		1,5		27,32±0,478	60,60±3,478
3		2,0		28,12±0,567	61,38±0,796
4	55	1,0	3,0	24,65±0,255	67,37±2,758
5		1,5		27,45±0,406	61,93±1,225
6		2,0		28,26±0,150	63,95±0,782
7	60	1,0	3,0	24,72±0,055	68,02±0,063
8		1,5		27,54±0,066	62,43±1,050
9		2,0		28,33± 0,047	64,20±1,084

*Nota.* Se muestra valores promedio de 3 repeticiones ± desviación estándar. Elaboración propia (2020)

En la figura 21 se puede observar la influencia que ejerce la temperatura de reacción y la concentración de quitosano en el porcentaje de solubilidad.

**Figura 21**

*Porcentaje de Solubilidad de las Películas a Diferentes Concentraciones de Quitosano y 3% de Ácido Acético Vs Temperatura*



#### 4.1.3.3. Resistencia a la tracción en la Rotura de la película biodegradable de

##### Quitosano.

La resistencia a la tracción en la rotura se llevó a cabo usando el equipo Digital Master loader /marca Humboldt. Las dimensiones de las cintas fueron los siguientes: Longitud 10 cm, Ancho 1cm y Espesor 0,1 cm. En la tabla 11 (resumen de la tabla 18.-Anexo) se muestran los valores de la fuerza axial y la resistencia en la rotura de la película de quitosano a una determinada temperatura de reacción y concentración de quitosano.

**Tabla 11**

*Fuerza axial y Resistencia a la tracción en la rotura de las películas*

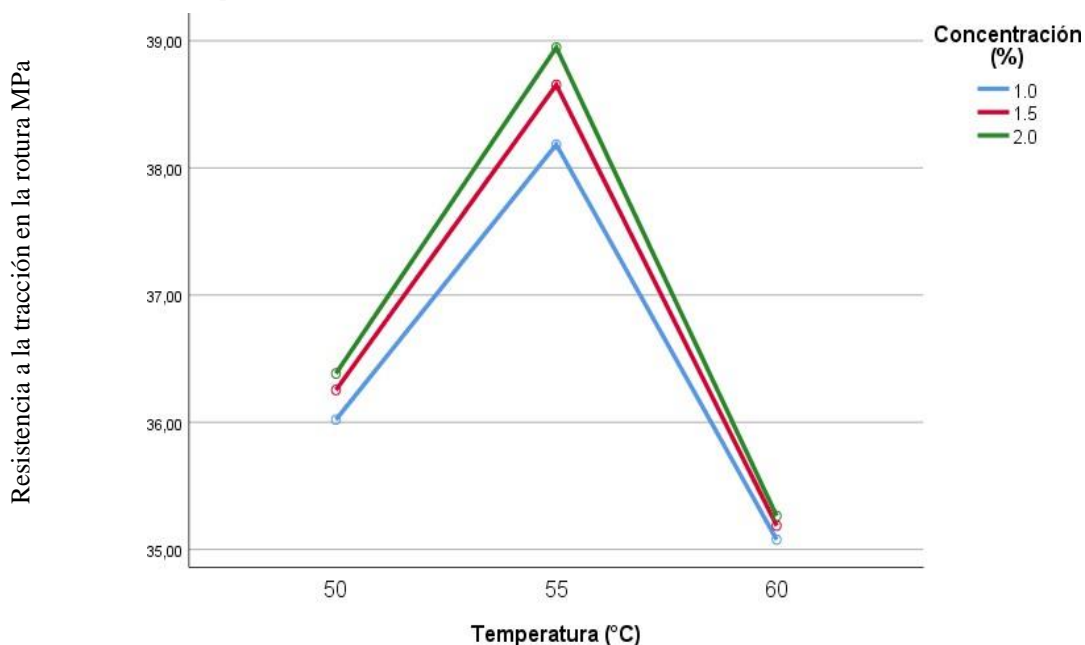
Película N°	Temperatura (°C)	C. de quitosano (%)	Ácido acético (%)	Fuerza de rotura (KN)	Resistencia a la tracción (MPa)
1	50	1,0	3,0	79,97±0,117	36,02±0,053
2		1,5		80,48±0,035	36,25±0,015
3		2,0		80,77±0,075	36,38±0,035
4	55	1,0	3,0	84,77±0,464	38,18±0,208
5		1,5		85,81±0,202	38,65±0,091
6		2,0		86,46±0,056	38,95±0,025
7	60	1,0	3,0	77,87±0,297	35,08±0,134
8		1,5		78,12±0,055	35,19±0,025
9		2,0		78,29±0,031	35,26±0,015

*Nota.* Se muestra los valores promedio de 3 repeticiones ± desviación estándar. Elaboración propia (2020)

En la figura 22 se muestra la influencia que tiene la temperatura de reacción y la concentración de quitosano en la resistencia a la tracción en la rotura de la película.

**Figura 22**

*Resistencia a la Tracción en la Rotura de las Películas a Diferentes Concentraciones de Quitosano Vs Temperatura*



*Nota.* Elaboración propia (2020)

#### 4.1.3.4. Biodegradabilidad de las películas de quitosano.

La biodegradabilidad se realizó usando cuatro pruebas como son compostaje, dilución en agua, degradación en suelos y degradación al medio ambiente. Se cortaron muestras de 1g para las diferentes pruebas de degradación con tres replicas. Las muestras de plástico se pesaron después de 15, 25 y 30 días.

**Tabla 12***Porcentaje de biodegradabilidad de la película de quitosano*

Tipo de Tratamiento	% Biodegradabilidad		
	15 días	25 días	30 días
<b>Compostaje</b>	35	60	90
<b>Prueba de dilución en agua</b>	2	24	65
<b>Prueba de degradabilidad en suelo</b>	0	46	68
<b>Prueba de degradabilidad al medio ambiente</b>	0	0	25

*Nota.* Se muestra los promedios de tres repeticiones. Elaboración propia (2019)**4.1.3.5. Resultados microbiológicos de las películas de quitosano.**

El quitosano es un biopolímero con actividad antimicrobiana y antifúngica; por tanto, su uso en forma de película constituye una alternativa para la conservación de alimentos, es por esta razón que se desarrolló un análisis microbiológico a la película elaborada a base de quitosano, para conocer la carga microbiana y fúngica que la película podría aportar.

Teniendo como referencia la Norma Salvadoreña NSR 83.60.02:10 aplicada a películas de polietileno de baja densidad, que está en contacto con alimentos, se realizó un recuento de mesófilos, hongos y levaduras a las películas de quitosano de los cuales se reportaron los siguientes resultados:

**Tabla 13***Norma Salvadoreña NSR 83.60.02:10 aplicada a películas de polietileno de baja densidad*

<b>Análisis Microbiológico</b>	<b>Límites permisibles</b>
Recuento total de bacterias mesófilas	Máximo 10 UFC/ 100 cm <sup>2</sup>
Recuento de hongos y levaduras	No mayor 10 UFC/ 100 cm <sup>2</sup>
Patógenos	Ausencia total en 100 cm <sup>2</sup>

*Nota.* Ref.: Norma Salvadoreña NSR 83.60.02:10

**Tabla 14**

*Prueba organoléptica – microbiológico de las películas de quitosano*

Agente Microbiano	Categoría	Clase	n	c	Límite por g.		Resultados		
					M	M	T1	T2	T3
<i>Aerobios Mesófilos</i> (30°C)	2	3	5	2	10 <sup>6</sup>	10 <sup>7</sup>	10 <sup>2</sup>	10 <sup>2</sup>	10 <sup>2</sup>
<i>Escherichia coli</i>	6	3	5	1	50	5x10 <sup>2</sup>	0	10	10
<i>Staphylococcus aureus</i>	8	3	5	1	10 <sup>2</sup>	10 <sup>3</sup>	0	3	10
<i>Salmonella sp.</i>	10	2	5	0	Aus.25.g	---	0	0	0
<i>Escherichia coli</i> 0157:H7	10	2	5	0	Aus.25.g	---	0	0	0

Nota. (\*) Se muestra que sólo para productos con embalaje, película impermeable o atmósfera modificada o al vacío en lugar de aerobios mesófilos, Elaboración propia (2019)

**Tabla 15**

*Análisis microbiológico de las películas de quitosano*

Análisis microbiológico	Límites permisibles	Quitosano 1.0%	Quitosano 1.5%	Quitosano 2.0%
	NSR 83.60.02:10			
<b>Recuento total de bacterias mesófilas</b>	Máximo 10 UFC/mL	10 UFC/mL	7 UFC/mL	4UFC/mL
<b>Recuento de hongos y levaduras</b>	No mayor 10 UFC/mL	6 UFC/mL	5UFC/mL	3 UFC/mL

Nota. Elaboración propia (2019)

#### 4.1.4. Análisis estadístico

Para el desarrollo de las pruebas estadísticas, se usó el software estadístico IBM SPSS Statistics v.25. A continuación, podremos encontrar las tablas y resultados obtenidos en las pruebas estadísticas.



**Tabla 16***Análisis de la varianza (ANOVA)*


---

Variable dependiente: Resistencia a la tracción en la Rotura

---

Origen	Tipo III de suma de cuadrados	Gl	Media cuadrática	F	Sig.
<b>Modelo corregido</b>	56,408	8	7,051	841,998	,000
<b>Intersección</b>	36,292,667	1	36,292,667	4,333,931,933	,000
<b>Concentración</b>	,879	2	,439	52,471	,000
<b>Temperatura</b>	55,262	2	27,631	3,299,579	,000
<b>Concentración * Temperatura</b>	,267	4	,067	7,971	,001
<b>Error</b>	,151	18	,008		
<b>Total</b>	36,349,225	27			
<b>Total corregido</b>	56,558	26			

---

*Nota.* Se muestra que  $R^2 = 0,997$  ( $R^2$  ajustada = 0,996). Elaboración propia (2020)

## 4.2. DISCUSIONES

- En la tabla 6 se observa que el quitosano es insoluble en agua y etanol; sin embargo, presenta solubilidad en ácidos orgánicos (ácido acético y ácido cítrico) e inorgánicos diluidos (ácido clorhídrico), debido a la protonación de los grupos amino libres a lo largo de la cadena del polímero y dan como resultado un polisacárido soluble cargado positivamente de  $R-NH_3^+$  tal como refiere Contreras & Heredia (2017).
- En las tablas 7 y 8 se muestran los valores de la caracterización del quitosano: Porcentaje de humedad, cenizas y grado de desacetilación, similares a lo obtenido por Contreras y Heredia (2017) de 8,75% de Humedad, 1,5% Cenizas y 77,28% Grado de desacetilación.
- En la tabla 10 se observa que a 50°C y 1% de quitosano, la humedad es de 24,54% y solubilidad de 65,30%; a 60° C y 1% de quitosano, la humedad es 24,72% y solubilidad de 68,02%; valores que difieren de lo obtenido por López (2014), con valores de humedad de 40,15 % y solubilidad de 90,82% a concentración de 1% de quitosano.
- En la referente a las propiedades mecánicas de las películas obtenidas ,se observa en la tabla 11 y figura 22, que la película con concentración del 2% de quitosano,3% de ácido acético , agente plastificante glicerina , alcanzó la mejor resistencia a la tracción en la rotura de 38,95MPa ,a una temperatura de reacción de 55°C , valores que difieren de Vanegas(2014), con películas con concentración de quitosano al 1,5%, agente plastificante alcohol Polivinílico , resistencia a la tracción en la rotura de 48,27 Mpa temperatura de reacción entre un rango de 50-55°C y de Bhuvaneshwari et al.,(2011) que obtuvieron películas con 2 g de quitosano reforzada con 2g de celulosa de coco , 2% de ácido acético y resistencia a la tracción en la rotura de 52,34 Mpa y temperatura de reacción en un rango de 50-55°C.

- En la tabla 12 se puede observar, que en condiciones de compost las películas se degradan de manera más rápida llegando a obtener en un 90% de biodegradación. Este ocurre debido que la película de quitosano está sometida a diferentes condiciones dentro del compost como temperatura, microorganismos, humedad, etc.
- Utilizando la técnica de placa invertida, no se observa la presencia de agentes microbianos en las películas de quitosano; mientras Vanegas (2014), aplicando el método de halo de inhibición, también indica la no presencia de agentes microbianos en las películas de quitosano.
- En la tabla 15, el recuento total de bacterias mesófilas y el recuento de hongos y levaduras en las películas de quitosano están dentro de los límites permisibles.
- En la tabla 16 se presenta el análisis de varianza para la resistencia a la tracción en la rotura; la variable Temperatura de reacción, concentración de quitosano y la interacción de la Temperatura de reacción y Concentración de quitosano son estadísticamente significativos ( $0,000 < 0,05$ ;  $0,000 < 0,05$  y  $0,001 < 0,05$ ), esto indica que la temperatura de reacción, la concentración de quitosano y la interacción de ellas influye en la resistencia a la tracción en la rotura de la película.

## 5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 5.1. CONCLUSIONES

- Mediante un método químico de desmineralización, desprotenización y una desacetilación de la quitina a partir del exoesqueleto de langostino se obtuvo quitosano con un rendimiento del 39,7% y grado de desacetilación de 77,28 %.
- Se elaboró películas biodegradables con concentraciones de 1;1,5 y 2% de quitosano, 3% de ácido acético y agente plastificante glicerina.
- La película con concentración de quitosano al 2% y temperatura de reacción de 55°C logro una resistencia a la tracción en la rotura de 38,95MPa considerada óptima.
- La prueba de compostaje logró la degradación de la película en un 90% después de 30 días.

## 5.2. RECOMENDACIONES

- Utilizar equipo de filtración de bomba al vacío para evitar la pérdida y acelerar la extracción de quitosano.
- Utilizar diferentes plastificantes como Alcohol Polivinílico, Ac. Láctico, etc. y concentraciones de quitosano al (2.5%, 3% y 3.5%) en la preparación de películas biodegradables.
- Realizar otras pruebas preliminares como permeabilidad al vapor de agua, porcentaje de elongación, etc. para poder ver el comportamiento de las películas obtenidas.

## 6. Referencias

- Agencia Peruana de Noticias. (16 de junio de 2015). Prevén que producción del sector acuícola crecerá 6.8% durante 2019. Recuperado el 19 de diciembre de 2019, <https://andina.pe/agencia/noticia-aspectos-deben-considerarse-para-produccion-langostinos-561044.aspx>
- Andrade Encarnación, D. G. (2015). *Obtención de colorante rojo a partir del exoesqueleto de camarón (Penaeus vannamei), Machala 2014*. [Tesis de Pregrado, Universidad Técnica de Machala, Machala, Ecuador]. <http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/1876/6/CD00072.pdf>
- Ann MacGregor, E. (2001). Biopolymers. En R. A. Meyers, *Encyclopedia of physical Science and Technology* (págs. 207-245). California: Polymers.
- Anonimo. (s.f.). *Perfil del Mercado y Competitividad Exportadora del Langostino*. <http://www.donlangostino.com/documentos/langostino.pdf>
- Araya, A., & Meneses, L. (2010). *Influencia de Algunos Ácidos Orgánicos Sobre las Propiedades Físico-Químicas de Películas de Quitosano Obtenidas a Partir de Desechos de Cangrejo*. *Revista Tecnológica ESPOL – RTE*, 23(1), 143-148. <http://www.rte.espol.edu.ec/index.php/tecnologica/article/view/47>
- Barriga Gaibor, K. M. (2016). *Obtención de glucosamina por hidrólisis ácida a partir de quitina derivada de la cáscara de camarón*. [Tesis de Pregrado, Universidad Central Del Ecuador, Ecuador]. <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/6885>
- Beltrán Rico, M., & Marcilla Gomis, A. (2012). *Ingeniería Química: Tecnología de Polímeros Procesado y Propiedades*. Alicante: Universidad de Alicante, España.

- Besednjak, A. (2005). *Materiales Compuestos: procesos de fabricación de embarcaciones*. Catalunya, España. Edicions UPC.
- Bhuvaneshwari, S., Sruthi, D., Sivasubramanian, V., Niranjana kalyani, & Sugunabai, J. (2011). Development and characterization of chitosan film. *International Journal of Engineering Research and Applications (IJERA)*, 1(2), 292-299.  
<https://www.researchgate.net/publication/258850047>
- BIOAQUAFLOC. (16 de Octubre de 2019). ¿Qué es el Langostino o Camarón Vannamei? Chiclayo, Chiclayo, Perú.
- Bonilla, J., Fortunati, E., Atarés, L., Chiralt, A., & Kenny, J. M. (2014). Physical, structural and antimicrobial properties of poly vinyl alcohol–chitosan biodegradable films. *Food Hydrocolloids*, 35, 463–470. doi:10.1016/j.foodhyd.2013.07.002
- Cabanillas Bolaños, F. A. (2014). *Cultivo de langostino (Penaeus Vannamei) en Tumbes Perú*. [Tesis de Pregrado, Universidad Nacional de Trujillo, Tumbes, Perú].  
[https://es.slideshare.net/karelygarciasvasquez/cultivo-de-langostino-en-tumbes?from\\_action=save](https://es.slideshare.net/karelygarciasvasquez/cultivo-de-langostino-en-tumbes?from_action=save)
- Callister Jr., W. D. (2007). *Introducción a la ciencia e ingeniería de los materiales II* (Vol. 2). New York: Reverté.
- Civantos Fernández, A. F. (2014). *Caracterización físico-química y biológica de filmes de quitosano como transportadores de la rhBMP-2 en la regeneración del tejido óseo*. [Tesis de Doctorado, Universidad Complutense de Madrid, Madrid, España].  
<https://eprints.ucm.es/28770/1/T35861.pdf>
- Contreras Medina, K. X., y Heredia Matta, V. H. (2017). *Aplicación del quitosano obtenido de los exoesqueletos de langostinos (Litopenaeus vannamei) en la reducción de la*

- concentración de nitratos de aguas de pozo de la comunidad de chaullacocha – cutervo*. [Tesis de Pregrado, Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque, Perú]. <http://repositorio.unprg.edu.pe/handle/UNPRG/1222>
- Feijó, R. G. (2009). *Prospecção de genes relacionados à ocorrência de enfermidades no camarão Litopenaeus vannamei (BOONE, 1931) sob condições de cultivo*. [Tesis de Pregrado, Universidade Federal Do Ceará Instituto De Ciências Do Mar - Labomar, Fortaleza, Brasil]. [http://www.repositorio.ufc.br/bitstream/riufc/1630/1/2009\\_dis\\_rgfeijo.pdf](http://www.repositorio.ufc.br/bitstream/riufc/1630/1/2009_dis_rgfeijo.pdf)
- Florencia Berghoff, C. (2011). *Desarrollo y caracterización de matrices compuestas quitosano/polímero sintético para regeneración de tejido óseo*. [Tesis de Doctorado, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Argentina]. [http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/2769/documento\\_completo.pdf?sequence=1](http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/2769/documento_completo.pdf?sequence=1)
- Gestión. (11 de Febrero de 2018). Economía. *ComexPerú:Exportaciones de langostinos peruanos alcanzan récord*. <https://gestion.pe/economia/comexperu-exportaciones-langostinos-peruanos-alcanzan-record-226989-noticia/?ref=gesr>
- Guerrón Jaramillo, M. A. (2016). *Evaluación del procedimiento de obtención de un biopolímero a partir del hongo Ganoderma australe*. [Tesis de Pregrado, Universidad Central del Ecuador, Quito, Ecuador]. <https://pdfs.semanticscholar.org/938a/d1ce64ebc6b829a61f2e17b76b3d2131f9cb.pdf>
- Herranz Gómez, G. (s.f.). *Estudio de los mecanismos de reticulación en la obtención de microcápsulas de gelatina-goma arábica*. UPC. [https://upcommons.upc.edu/bitstream/handle/2117/89038/gemma.herranz\\_113969.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://upcommons.upc.edu/bitstream/handle/2117/89038/gemma.herranz_113969.pdf?sequence=1&isAllowed=y)



- Lalaleo Córdova , L. P. (2010). *Desarrollo de un método para la obtención de quitosano a partir de caparzones de camarón (Penaeus vannamei), utilizando un agente reductor químico*. [Tesis de Pregrado, Universidad Técnica de Ambato, Ambato, Ecuador].  
<https://repositorio.uta.edu.ec/bitstream/123456789/1093/3/BQ1%20Ref.%203332.pdf>
- Lárez Velásquez, C. (2006). Quitina y quitosano: materiales del pasado para el presente y el futuro. *Avances en Química*, 1(2), 15-21. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=93310204>
- López Calvache, P. F. (2014). *Obtención de quitosano a partir de desechos del exoesqueleto de camarón tití (Xiphopenaeus Riveti) para el desarrollo de películas poliméricas plastificadas con glicerina*. [Tesis de Pregrado, Universidad de San Buenaventura, Santiago de Cali, Colombia].  
[http://bibliotecadigital.usb.edu.co/bitstream/10819/3127/1/Obtencion\\_quitosano\\_desechos\\_lopez\\_2014.pdf](http://bibliotecadigital.usb.edu.co/bitstream/10819/3127/1/Obtencion_quitosano_desechos_lopez_2014.pdf)
- Mero, F. (2010). Análisis de parámetros físicos y químicos en la maduración en cautiverio de camarones. Obtenido de repositorio.uleam.edu.ec/bitstream/26000/1034/1/T-ULEAM-06-0031
- Moreno Cabrera, M. I. (2017). *Obtención de películas plastificadas de quitosano obtenidas a partir de exoesqueletos de camarón en la Región Norte de Veracruz*. [Tesis de Pregrado, Universidad Veracruzana, Veracruz, México].
- Morey Rodríguez, A. S., & Quinde Bravo, A. L. (2012). *Obtención de Quitosano y Su Aplicación en Recubrimientos Comestibles en Mezcla con Almidón*. [Tesis de Pregrado, Universidad de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador].  
<http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/2371/1/1089.pdf>

- Nieto Orellana, C. R., & Orellana Ulloa, V. P. (2011). *Aplicación del quitosano como promotor de floculación para disminuir la carga contaminante*. [Tesis de Pregrado, Universidad Politécnica Salesiana Sede Cuenca, Cuenca, Ecuador]. <https://dspace.ups.edu.ec/bitstream/123456789/1510/16/UPS-CT002068.pdf>
- Pérez Farfante, I., & Kensley, B. (1997). Penaeoid and sergestoid shrimps and prawns of the world. Keys and diagnoses for the families and genera. *Mémoires du Muséum National d'Histoire naturelle*, 175, 1-233.
- Rodríguez Montes, J., Castro Martínez, L., & del Real Romero, J. C. (2006). *Procesos industriales para materiales metálicos* (2ª Edición ed.). Madrid: Vision Net.
- Rosales Boniche, R., & Rodríguez Chaves, I. (2018). *Utilización de pectinas del café (biomasa) para generar geles de usos cosmocéutico*. [Tesis de Pregrado, Universidad de Iberoamérica, San José, Costa Rica]. <https://unibe.ac.cr/revistafarmacia/wp-content/uploads/2018/03/TESIS-1148-RANDY-ROSALES-BONICHE.pdf>
- Rutiaga Quiñones, O. M. (2002). *Elaboración de películas plásticas flexibles a partir de polímeros naturales como una alternativa de empaque y la evaluación de sus propiedades*. [Tesis de Doctorado, Universidad Autonoma de Nuevo León, Monterrey, Mexico]. <http://eprints.uanl.mx/5603/1/1080124502.PDF>
- Shankar, S., & Rhim, J.-W. (2018). Bionanocomposite Films for Food Packaging Applications. *Reference Module in Food Science*, 1-10. doi:10.1016/b978-0-08-100596-5.21875-1
- Vanegas Hinojosa, M. G. (2014). *Obtención de películas biodegradables a partir de mezclas de quitosano de cáscaras de camarón*. [Tesis de Pregrado, Universidad Central del Ecuador, Ecuador]. <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/2872>

- Vásquez Lara, J. L., & Vidal López, M. B. (2011). *Caracterización y alternativa de uso de una película biodegradable de quitosano a partir de la extracción de quitina de langostino (Pleuroncodes planipes) para la industria de alimentos*. [Tesis de Pregrado, Universidad de El Salvador, San Salvador, El Salvador]. <http://ri.ues.edu.sv/id/eprint/2099>
- Vicente Ortiz, G., Reinaldo Velasco, M., & Mario Enríquez, C. (2012). Composición y procesamiento de películas biodegradables basadas en almidón. *Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial*, 10(1), 182 - 192. <http://www.scielo.org.co/pdf/bsaa/v10n1/v10n1a21.pdf>
- Vílchez Maldonado, S. (2005). *Nuevos Tratamientos de Lana con Enzimas*. Universitat de Barcelona. Barcelona: Consejo Superior de Investigaciones Científicas. [http://diposit.ub.edu/dspace/bitstream/2445/35401/2/01.SVM\\_INTRODUCCION.pdf](http://diposit.ub.edu/dspace/bitstream/2445/35401/2/01.SVM_INTRODUCCION.pdf)

## 7. ANEXOS

**ANEXO A:** Tabla 17 Humedad y Solubilidad de las pilas; Tabla 18 Fuerza axial y Resistencia a la tracción de las películas.

**Tabla 17**

*Humedad y Solubilidad de las películas*

Película N°	T (°C)	C. de quitosano (%)	Ácido acético (%)	Parámetros estadísticos	Humedad (%)	Solubilidad (%)
1	50	1,0	3,0	<b>X</b>	24,49	65,38164996
2					24,66	67,94759825
3					24,48	62,58064516
				<b>σ</b>	<b>24,54</b>	<b>65,30329779</b>
					<b>0,10116</b>	<b>2,684334307</b>
4	50	1,5	3,0	<b>X</b>	26,78	56,90566038
5					27,68	61,10665597
6					27,51	63,80952381
				<b>σ</b>	<b>27,32</b>	<b>60,60728005</b>
					<b>0,47815618</b>	<b>3,478917189</b>
7	50	2,0	3,0	<b>X</b>	28,66	62,06896552
8					27,53	61,57167530
9					28,18	60,50955414
				<b>σ</b>	<b>28,12</b>	<b>61,38339832</b>
					<b>0,56712726</b>	<b>0,796572111</b>
10	55	1,0	3,0	<b>X</b>	24,75	64,46488294
11					24,84	69,95161290
12					24,36	67,70967742
				<b>σ</b>	<b>24,65</b>	<b>67,37539109</b>
					<b>0,25514702</b>	<b>2,758597819</b>
13	55	1,5	3,0	<b>X</b>	27,58	63,35204491
14					27,77	61,20313862
15					26,99	61,25560538
				<b>σ</b>	<b>27,45</b>	<b>61,93692964</b>
					<b>0,40673497</b>	<b>1,225806515</b>
16	55	2,0	3,0	<b>X</b>	28,12	63,29879102
17					28,25	63,75300722
18					28,42	64,82213439

				<b>X</b>	<b>28,26</b>	<b>63,95797754</b>
				<b><math>\sigma</math></b>	<b>0,15044379</b>	<b>0,782082719</b>
19					24,66	68,03953871
20	60	1,0	3,0		24,75	68,07174888
21					24,76	67,94986571
				<b>X</b>	<b>24,72</b>	<b>68,02038444</b>
			3,0	<b><math>\sigma</math></b>	<b>0,05507571</b>	<b>0,063158859</b>
22					27,48	63,50999131
23	60	1,5			27,61	61,41078838
24					27,52	62,36933798
				<b>X</b>	<b>27,54</b>	<b>62,43003922</b>
				<b><math>\sigma</math></b>	<b>0,06658328</b>	<b>1,050917083</b>
25					28,31	63,04932735
26	60	2,0	3,0		28,38	65,20000000
27					28,29	64,3697479
				<b>X</b>	<b>28,33</b>	<b>64,20635842</b>
				<b><math>\sigma</math></b>	<b>0,04725816</b>	<b>1,084606057</b>

Nota. Elaboración propia (2020)

**Tabla 18**

*Fuerza axial y Resistencia a la tracción de las películas*

Película N°	T. (°C)	C. de quitosano (%)	Ácido acético (%)	Parámetros Estadísticos	Fuerza de Rotura (kN)	Resistencia a la tracción (MPa)
1	50	1,0			79,92	36,00
2	50	1,0	3,0		79,88	35,98
3	50	1,0			80,1	36,08
				<b>X</b>	<b>79,97</b>	<b>36,02</b>
				<b><math>\sigma</math></b>	<b>0,117189306</b>	<b>0,052915026</b>
4	50	1,5			80,48	36,25
5	50	1,5	3,0		80,45	36,24
6	50	1,5			80,52	36,27
				<b>X</b>	<b>80,48</b>	<b>36,25</b>
				<b><math>\sigma</math></b>	<b>0,03511885</b>	<b>0,015275</b>
7	50	2,0			80,85	36,42
8	50	2,0	3,0		80,76	36,38
9	50	2,0			80,7	36,35

					<b>X</b>	<b>80,77</b>	<b>36,38333333</b>
					<b>σ</b>	<b>0,075498344</b>	<b>0,035118846</b>
10	55	1,0				84,92	38,25
11	55	1,0	3,0			85,14	38,35
12	55	1,0				84,25	37,95
					<b>X</b>	<b>84,77</b>	<b>38,18</b>
					<b>σ</b>	<b>0,46357308</b>	<b>0,2081</b>
13	55	1,5				85,89	38,69
	14	55	1,5	3,0		85,96	38,72
	15	55	1,5			85,58	38,55
					<b>X</b>	<b>85,81</b>	<b>38,65</b>
					<b>σ</b>	<b>0,20223748</b>	<b>0,0907</b>
	16	55	2,0	3,0		86,47	38,95
	17	55	2,0			86,51	38,97
	18	55	2,0			86,4	38,92
					<b>X</b>	<b>86,46</b>	<b>38,95</b>
					<b>σ</b>	<b>0,05567764</b>	<b>0,0252</b>
	19	60	1,0			77,66	34,98
	20	60	1,0	3,0		77,74	35,02
	21	60	1,0			78,21	35,23
					<b>X</b>	<b>77,87</b>	<b>35,08</b>
					<b>σ</b>	<b>0,29715316</b>	<b>0,1343</b>
	22	60	1,5			78,17	35,21
	23	60	1,5	3,0		78,12	35,19
	24	60	1,5			78,06	35,16
					<b>X</b>	<b>78,12</b>	<b>35,19</b>
					<b>σ</b>	<b>0,05507571</b>	<b>0,025166115</b>
	25	60	2,0			78,26	35,25
	26	60	2,0	3,0		78,28	35,26
	27	60	2,0			78,32	35,28
					<b>X</b>	<b>78,29</b>	<b>35,26</b>
					<b>σ</b>	<b>0,0305505</b>	<b>0,015275252</b>

Nota. Elaboración propia (2020)

**ANEXO B: Obtención de quitosano a partir de los exoesqueletos de langostinos****Figura 23***Desmineralización*

*Nota.* Elaboración propia (2019).

**Figura 24***Lavado y Filtrado*

*Nota.* Elaboración propia (2019)

**Figura 25***Desproteinización*

*Nota.* Elaboración propia (2019)

**Figura 26***Quitina*

*Nota.* Elaboración propia (2019)

**Figura 27***Desacetelizacion**Nota. Elaboración propia (2019).***Figura 28***Quitosano**Nota. Elaboración propia (2019)***ANEXO C: Pruebas fisicoquímicas del Quitosano****Figura 29***Medición de pH para el Grado de Desacetilación**Nota. Elaboración propia (2019).***Figura 30***Secado de la muestra para medir la humedad**Nota. Elaboración propia (2019)*



**Figura 32***Determinación del Contenido de Ceniza**Nota. Elaboración propia (2019)***Figura 31**

*Solubilidad de las Muestras de Quitosano*  
*(Ácido acético [1], Ácido Clorhídrico [2],*  
*Etanol [3] y Agua [4]).*

*Nota. Elaboración propia (2019)*

## **ANEXO D: Elaboración de películas de quitosano**

**Figura 34***Preparación de las solución de quitosano**Nota. Elaboración propia (2019)***Figura 33**

*Preparación de las soluciones de quitosano y*  
*el plastificante (glicerina)*

*Nota. Elaboración propia (2019)*

**ANEXO E: Pruebas físicas y mecánicas de la película de quitosano****Figura 35**

*Humedad de las Películas de Quitosano*



*Nota. Elaboración propia (2019).*

**Figura 36**

*Solubilidad de las Películas de Quitosano*



*Nota. Elaboración propia (2019)*

**Figura 37**

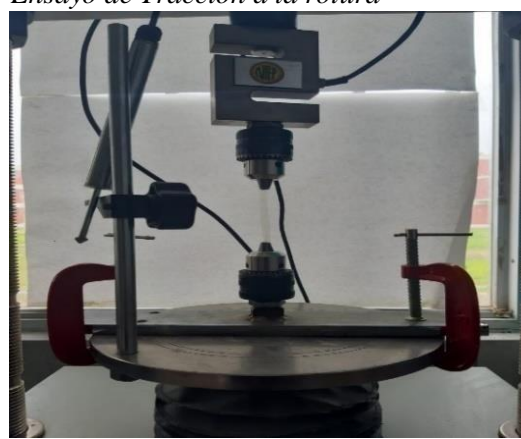
*Medición del Espesor de las Películas*



*Nota. Elaboración propia (2019).*

**Figura 38**

*Ensayo de Tracción a la rotura*



*Nota. Elaboración propia (2019)*

## ANEXO F: Pruebas microbiológicas a las películas

**Figura 39**

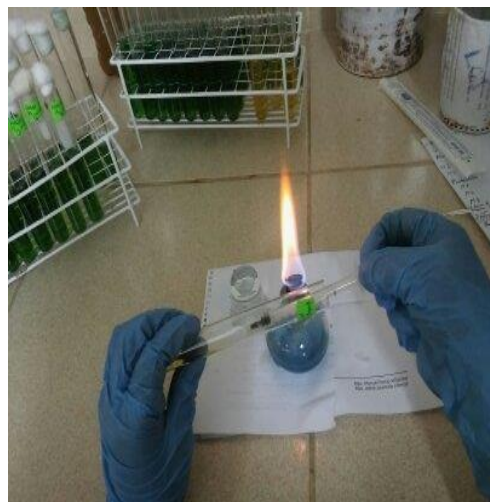
*Siembra de cada uno de los tubos en placas con agar S-S y agar XSL*



*Nota.* Elaboración propia (2019).

**Figura 40**

*Preparación de la Muestra*



*Nota.* Elaboración propia (2019)

**Figura 41**

*Muestras Microbiológicas Después de la Incubación*



*Nota.* Elaboración propia (2019)



**ANEXO G: Pruebas de Biodegradabilidad hechas a las películas de quitosano****Figura 42***Pruebas de Biodegradabilidad de la Película de Quitosano*

*Nota. Se muestra la biodegradabilidad mediante las pruebas de (1) Medio Ambiente, (2) Suelo, (3) Compostaje y (4) Agua (2019)*

## ANEXO H: Cálculos para las diferentes pruebas fisicoquímicas

- **Rendimiento de quitosano**

Para obtener el rendimiento de la materia prima, que es el quitosano, se tomaron en cuenta la cantidad de cáscaras de camarón utilizadas y el quitosano.

$$\% \text{ Rendimiento} = \frac{\text{masa final obtenida}}{\text{masa inicial}} \times 100$$

Reemplazando la ecuación:

$$\% \text{ Rendimiento} = \frac{19.5 \text{ g}}{50 \text{ g}} \times 100$$

$$\% \text{ Rendimiento} = 39\%$$

**Tabla 19**

*Rendimientos obtenidos durante el proceso de obtención de quitosano*

Harina de Langostino (g)	Quitosano Obtenido (g)	Rendimiento del Proceso (%)
50	19,5	39,00
60	23,1	38,50
50	19,5	39,00
60	23,8	39,70
83,3	34,2	41,10
83,3	33,9	40,70
<b>Total</b>	<b>154</b>	
<b>Promedio</b>		<b>39,70</b>

*Nota.* Elaboración propia (2020)

- **Porcentaje de humedad**

Los datos obtenidos en el laboratorio son los siguientes:

- Peso de recipiente con muestra sin humedad: 34.281 g
- Peso de recipiente vacío: 34.128 g
- Peso de muestra de quitosano (húmedo): 2 g

$$\% H = \frac{PR(g) - PV(g)}{Q(g)} \times 100$$

Reemplazando en la ecuación:

$$\% H = \frac{34.281g - 34.128g}{2g} \times 100$$

$$\% H = 7.85\%$$

- **Porcentaje de Proteínas**

Los datos obtenidos en laboratorio son:

- Porcentaje de Nitrógeno: 4.58%

$$\% Pr = \% N \times 6.25$$

Reemplazando la fórmula:

$$\% Pr = 28.625\%$$

- **Porcentaje de Cenizas**

Los datos obtenidos en el laboratorio son los siguientes:

- Peso de crisol con cenizas: 34.356 g
- Peso de crisol vacío: 34.335 g
- Peso de cenizas: 0.021 g
- Peso de muestra de quitosano: 2 g

$$\% C = \frac{W_f - W_0}{M} \times 100$$

Reemplazando en la ecuación:

$$\% C = \frac{34.356g - 34.36g}{2g} \times 100$$

$$\% C = 1.05\%$$

- Determinación del grado de desacetilación del quitosano**

Por el método de valoración potenciométrica se muestran en la tabla 20

**Tabla 20**

*Titulación potenciométrica*

W (g)= 0.25		Primera derivada	
Vol. NaOH (ml)	pH	V.prom. (ml)	$\Delta pH/\Delta V$
0	0,99	0	0,00
1	1,01	0,5	0,02
2	1,01	1,5	0,00
3	1,06	2,5	0,05
4	1,14	3,5	0,08
5	1,27	4,5	0,13
6	1,30	5,5	0,03
7	1,40	6,5	0,10
8	1,42	7,5	0,02
9	1,45	8,5	0,03
10	1,5	9,5	0,05
11	1,54	10,5	0,04
12	1,62	11,5	0,08
13	1,74	12,5	0,12
14	1,78	13,5	0,04
15	2,25	14,5	0,47

16	2,34	15,5	0,09
17	2,50	16,5	0,16
18	2,86	17,5	0,36
19	4,58	18,5	1,72
20	5,23	19,5	0,65
21	5,45	20,5	0,22
22	5,57	21,5	0,12
23	5,72	22,5	0,15
24	5,98	23,5	0,26
25	6,21	24,5	0,23
26	6,42	25,5	0,21
27	6,58	26,5	0,16
28	6,94	27,5	0,36
29	7,26	28,5	0,32
30	8,43	29,5	1,17
31	10,14	30,5	1,71
32	10,36	31,5	0,22
33	10,65	32,5	0,29
34	11,15	33,5	0,50
35	11,48	34,5	0,33
36	11,68	35,5	0,20
37	12,05	36,5	0,37
38	12,12	37,5	0,07
39	12,18	38,5	0,06
40	12,22	39,5	0,04
41	12,24	40,5	0,02
42	12,29	41,5	0,05
43	12,3	42,5	0,01
44	12,34	43,5	0,04
45	12,36	44,5	0,02
46	12,38	45,5	0,02
47	12,39	46,5	0,01
48	12,41	47,5	0,02
49	12,5	48,5	0,09
50	12,53	49,5	0,03

---

*Nota.* Elaboración propia (2020)



## ANEXO I: Cálculos para la caracterización de las películas biodegradable

### • Porcentaje de solubilidad

Los datos obtenidos en el laboratorio son los siguientes:

- Peso inicial seco: 0.1297g
- Peso final seco: 0.0449g

$$\%S = \frac{P_0 - P_f}{P_0} * 100$$

Reemplazando la ecuación:

$$\%S = \frac{0.1297 - 0.0449}{0.1297} * 100$$

$$\%S = 65\%$$

### • Resistencia en la tracción en la rotura

Los datos obtenidos en el laboratorio son los siguientes:

- Fuerza = 79.92 kN
- Área = 22.2 cm<sup>2</sup>
- 1 MPa = 0.1 kN/cm<sup>2</sup>

$$\text{Resistencia a la tracción } e = \frac{F}{A}$$

Reemplazando la ecuación:

$$\text{Resistencia a la tracción} = \frac{79.92 \text{ kN}}{22.2 \text{ cm}^2} * \frac{1 \text{ MPa}}{0.1 \frac{\text{kN}}{\text{cm}^2}}$$

$$\text{Resistencia a la tracción en la rotura} = 36 \text{ MPa}$$